

# **Die virtuelle Zierfischklinik**

Ein Online-Tutorial

von Julia Wahle

Inaugural-Dissertation zur Erlangung der Doktorwürde  
der Tierärztlichen Fakultät  
der Ludwig-Maximilians-Universität München

**Die virtuelle Zierfischklinik**

Ein Online-Tutorial

von Julia Wahle  
aus Dortmund

München 2016

Aus dem Zentrum für Klinische Tiermedizin der  
Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München

Klinik für Vögel, Reptilien, Amphibien und Zierfische

Arbeit angefertigt unter der Leitung von: Univ.-Prof. Dr. Rüdiger T. Korb

Gedruckt mit Genehmigung der Tierärztlichen Fakultät  
der Ludwig-Maximilians-Universität München

<b>Dekan:</b>	Univ.-Prof. Dr. Joachim Braun
<b>Berichterstatter:</b>	Univ.-Prof. Dr. Rüdiger T. Korbel
<b>Korreferent:</b>	Priv.-Doz. Dr. Veronika Goebel

Tag der Promotion: 16. Juli 2016



*Weine nicht, weil es vorbei ist,  
sondern lächle, weil es so schön war.*

Gabriel García Márquez



# INHALTSVERZEICHNIS

ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS.....	7
BEDIENUNGSHINWEISE.....	10
I EINLEITUNG.....	11
II LITERATURÜBERSICHT.....	14
2.1 Der Transport von lebenden Zierfischen zur tierärztlichen Konsultation.....	14
2.2 Untersuchung von Zierfischen.....	16
2.2.1 Anamnese.....	17
2.2.2 Handling von Zierfischen.....	17
2.2.3 Betäubung von Zierfischen.....	19
2.2.3.1 Wirkstoffe zur Anwendung im Narkosebad.....	21
2.2.3.2 Narkosephasen und Narkosestadien.....	24
2.2.4 Klinische Allgemeinuntersuchung.....	25
2.2.5 Mikroskopische Untersuchung als Bestandteil der klinischen Untersuchung .....	26
2.2.6 Röntgendiagnostik.....	29
2.3 Fischart und Haltungsansprüche.....	30
2.4 Bestimmung von praxisrelevanten Wasserparametern.....	34
2.5 E-Learning und Web-basiertes Lernen.....	37
2.6 Die Multiple-Choice Methode.....	39
III MATERIAL UND METHODEN.....	42
3.1 Konzept.....	42
3.2 Programmierung des Lernprogramms.....	44
3.3 Anfertigung des Bild- und Videomaterials.....	48
3.4 Bereitstellung im Internet.....	50

---

3.5 Bereitstellung als CD-ROM.....	50
IV ERGEBNISSE.....	51
4.1 Anfertigung des Bildmaterials.....	51
4.2 Lernprogramm „Die virtuelle Zierfischklinik“ .....	53
V DISKUSSION.....	66
5.1 Die Erstellung der „Virtuellen Zierfischklinik“ .....	66
5.2 Betäubung von Zierfischen.....	70
5.3 Der Einsatz multimedialer Medien in der tiermedizinischen Ausbildung zur Förderung des Tierschutzes.....	73
VI ZUSAMMENFASSUNG.....	76
VII SUMMARY.....	78
VIII LITERATURVERZEICHNIS.....	80
IX ANHANG.....	94
9.1 Abbildungsverzeichnis.....	94
9.2 Tabellenverzeichnis.....	96
9.4 Danksagung .....	97

## ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS

°C	Grad Celsius
°dGH	Grad deutsche Gesamthärte
°dKH	Grad deutsche Karbonathärte
10 x	10-fach
Abb.	Abbildung
Abs.	Absatz
AMG	Arzneimittelgesetz
AMVerkRV	Verordnung über apothekenpflichtige und freiverkäufliche Arzneimittel
ca.	circa
CBT	Computer based training
CC	Creative Cloud
CD-ROM	Compact Disc Read-Only Memory
cm	Zentimeter
CS	Creative Suite
CSS	Cascading Style Sheets
Div.	diverse
DO	Dissolved Oxygen
dt.	deutsch
DVD	Digital Versatile Disc
ECTS	European Credit Transfer System
E-Learning	Electronic-Learning
EU	Europäische Union
EWG	Europäische Wirtschaftsgemeinschaft
FS	Fachsemester
FTP	File Transfer Protocol

Ggf.	Gegebenenfalls
HD	High Definition
HTML	Hypertext Markup Language
i. m.	intramuskulär
i. p.	intraperitoneal
i. v.	intravenös
l	Liter
LCD	liquid crystal display
LMU	Ludwig-Maximilians-Universität
M.	Musculus
MC	Multiple-Choice
M. Sc.	Master of Science
mg	Milligramm
mm	Millimeter
MP	Megapixel
OSCE	Objective structured clinical examination
photom.	photometrisch
s	Sekunde
s. c.	subkutan
SaaS	Software-as-a-Service
SIL	Summer Institute of Linguistics
sp.	Spezies
SS	Sommersemester
SWS	Semesterwochenstunde
TAN	Total ammonia nitrogen
TierSchG	Tierschutzgesetz
u. a.	unter anderen
UK	United Kingdom

USA	United States of America
u. U.	unter Umständen
VHB	Virtuelle Hochschule Bayern
WBT	Web based training
WS	Wintersemester
µm	Mikrometer

## BEDIENUNGSHINWEISE

### Online-Version

„Die virtuelle Zierfischklinik“ ist über folgende Internetadresse zugänglich:

[www.vogelklinik.net](http://www.vogelklinik.net)

Folgende Daten werden für den Log-In benötigt:

Benutzername: **zierfischklinik**

Passwort: Dissertation2016

### CD-ROM

Nach dem Einlegen der CD-ROM starten Sie das Tutorial durch Klicken auf „Tutorial Start“.

### Wichtige Information:

Die Mikroskopiersimulation „Das virtuelle Mikroskop“ kann nur über die Online-Version auf **[www.vogelklinik.net](http://www.vogelklinik.net)** aufgerufen werden.

# I EINLEITUNG

Zierfische stellen in Deutschland zahlenmäßig die häufigsten Heimtiere dar (HOFFMANN und KÖLLE, 1997; ANONYM, 1998). Populationsstudien ergeben, dass im Jahr 2013 in Deutschland rund 2,1 Millionen Aquarien in rund 8% der Haushalte und 1,8 Millionen Gartenteiche mit Zierfischbesatz betrieben wurden (ANONYM, 2014b). Im europäischen Vergleich stellt Deutschland somit das Land mit den meisten Aquarien dar, gefolgt von Frankreich (rund 1,9 Millionen Aquarien) und Italien (rund 1,6 Millionen Aquarien) (ANONYM, 2014c). Auch in der Forschung stellen Zierfische wichtige Versuchstiere dar. Die Anzahl an Nutz- und Zierfischen, die für Versuche und andere wissenschaftliche Zwecke in Deutschland gehalten wurden, lag 2013 bei 202.685 Tiere (ANONYM, 2014a).

Bislang galt ein Großteil der Aufmerksamkeit von Seiten der Forschung vor allem dem Wohlergehen von kommerziell bedeutsamen Nutzfischen (ELLIS et al., 2002). Doch sowohl das Interesse der Gesellschaft als auch der Wissenschaft am Wohlbefinden von Zierfische ist in den letzten Jahren gestiegen (WALSTER, 2008). Auch wenn in den westlichen Industrienationen eine zunehmende emotionale Mensch-Tier-Beziehung zu beobachten ist und das Einzeltier mehr an Bedeutung gewinnt (REIMANN, 2015), so führt der Besitzer zu seinem Zierfisch aufgrund der limitierten Interaktion mit den Tieren meist eher eine Beziehung auf Distanz. So gaben in einer Befragung unter Aquarianern nur 4% der Befragten an, ihre Fische als Gefährten zu sehen (KIDD und KIDD, 1999). Eine Sonderstellung bei der Mensch-Fisch-Beziehung nimmt der Koi ein: seine Größe, Langlebigkeit, Besitzerbezogenheit und Zutraulichkeit unterscheiden ihn deutlich von vielen anderen Zierfischen. Befragungen von Koihaltern haben gezeigt, dass bei Koibesitzern oftmals eine persönliche, emotionale Bindung und ein Verantwortungsgefühl zum Koi besteht und der Besitzer einem Koi den gleichen Stellenwert beimisst wie einem Hund oder einer Katze (LANGE, 2009).

In den letzten Jahren hat sich eine zunehmende Spezialisierung praktischer Tierärzte auch im Zierfisch- und Exotenbereich gezeigt (WILDGOOSE, 2006). So waren im Jahr 2014 von insgesamt 6304 Fachtieranerkennungen 35 Fachtierärzte und Tierärzte mit Zusatzbezeichnung für Fische (diese Zahl inkludiert Tierärzte sowohl für Nutz- als auch Zierfische) und 170 Fachtierärzte und Tierärzte mit Zusatzbezeichnung für Reptilien tätig (ANONYM, 2015b).



Die universitäre Ausbildung im Rahmen des tiermedizinischen Studiums beinhaltet die Zierfischmedizin jedoch nur in einem sehr geringen Maße.

Die Handhabung von Fischen stellt einen wesentlichen Stressor unter anderem mit Risiken für körperliche Schäden der Tiere bei nicht fachgerechtem Umgang dar. Die möglichen Stressoren reichen vom Herausfangen aus ihrer gewohnten Umgebung, dem Transport eingepackt in einem Transportbeutel bis hin zur Untersuchung vom Tierarzt. Ein Schwerpunkt des erstellten Kurses liegt daher bei der Vermittlung einer fachgerechten und schonenden Handhabung von Zierfischen im Rahmen der klinischen Untersuchung.

Neben diesen akuten Einflüssen sind vor allem auch chronische Stressoren, wie beispielsweise artspezifisch ungeeignete Wasserparameter oder eine falsche Gruppenzusammensetzung zu berücksichtigen, welche das Immunsystem negativ beeinflussen und so zu einer erhöhten Anfälligkeit für Krankheiten führen können. Im Jahr 2014 geht man von rund 32.500 bekannten Fischarten aus (ESCHMEYER, 2014), wovon tausende Arten als Zierfische in Aquarien gehalten werden (SAXBY et al., 2010). Die hohe Artenvielfalt sowie die hohe Diversität zwischen den Arten stellen Herausforderungen in der Aquaristik und Zierfischmedizin dar, und machen es unmöglich, artspezifische Besonderheiten vollständig im Rahmen dieses Lernprogramms aufzuführen und abzuhandeln.

Ziel dieser Arbeit ist es, sowohl Studierenden der Tiermedizin, als auch praktischen Tierärzten und Interessierten anderer Fachrichtungen, die beispielsweise im Rahmen der postgradualen Ausbildung mit Zierfischen arbeiten, das notwendige Wissen für einen fachgerechten Umgang während einer systematisch durchgeführten klinischen Untersuchung zu vermitteln. Es existieren bislang keine interaktiven Medien, die die klinische Propädeutik der Zierfische darstellen und praktisch nachvollziehbar machen. Praktische Kurse im Rahmen der studentischen Ausbildung finden im Fach Propädeutik im sechsten Fachsemester sowie während der sog. „klinischen Rotation“ derzeit am lebenden Tier statt. Die „virtuelle Zierfischklinik“ hat das Ziel der Entlastung besagter Tiere, indem durch den Einsatz des Kurses eine verbesserte Vorbereitung der Studierenden vor der Intervention am lebenden Tier erreicht werden kann. Die praktischen Übungen können nach einer guten und praxisorientierten Vorbereitung gezielt und zügig durchgeführt werden, wodurch sich das Handling und somit der Stress eines jeden Tieres verkürzt.

Das Lernprogramm soll das Erkennen von Krankheiten erleichtern und Diagnosemöglichkeiten aufzeigen. Neben Texten und Grafiken sollen die Lerninhalte durch zahlreiches hochwertiges Bild- und Videomaterial anschaulich und nachvollziehbar dargestellt werden. In der „virtuellen Zierfischklinik“ finden integrierte Multiple-Choice-Abfragen und Fallbeispiele statt, die der Überprüfung von Lerninhalten dienen. Eine interaktive Mikroskopiesimulation soll den Nutzer spielerisch in die Lage versetzen, zuvor beschriebene Befunde selbst aufzufinden und zu identifizieren.

Das Lernprogramm ist seit dem 02.11.2015 im Kursprogramm der Virtuelle Hochschule Bayern (Virtuelle Hochschule Bayern, Luitpoldstr. 5, 96052 Bamberg) als Bestandteil der „Virtuellen Klinik für Vögel, Reptilien und Zierfische“ zu finden und kann von Studierenden der Tiermedizin und Biologie belegt werden. Bei erfolgreichem Absolvieren des Tutorials wird dem Studierenden 1 ECTS-Punkt anerkannt.

Eine Eingliederung als Wahlpflichtfach mit 1 SWS in das Studium der Tiermedizin an der Ludwig-Maximilians-Universität München erfolgt zum Sommersemester 2016.

## II LITERATURÜBERSICHT

### 2.1 Der Transport von lebenden Zierfischen zur tierärztlichen Konsultation

Das Herausfangen von Fischen aus ihrer gewohnten Umgebung sowie der Transport der Tiere stellen große Stressfaktoren für Fische dar (WOLTER und MUTSCHMANN, 2014). Bei Nutzfischen konnte anhand von Laktat- und Glukosespiegelmessungen gezeigt werden, dass der Transport eine geringere Belastung darstellt als das Abfischen der Tiere (ALBRECHT, 1982). Ein Herausfischen zur tierärztlichen Untersuchung der Tiere ist jedoch trotz der genannten Belastungen meist unumgänglich (LANGE, 2009). Untersuchungen unter anderem beim Koi haben gezeigt, dass die Einwirkung von Stress während des Fangens und des Transportes zu histopathologischen Veränderungen führt: es kommt zu einem Verlust von Becherzellen der Haut, der Kiemen und des Darmes, zu einer leichten Epithelablösung der sekundären Kiemenlamellen sowie zu einer Ablösung der säulenförmigen Epithelzellen der Darmschleimhaut (SZAKOLCZAI, 1996). Aufgrund dieser Veränderungen wird der Ionentransport und die Atmung beeinträchtigt, sowie die physiologische Darmfunktion gestört, was die Entstehungen von Krankheiten begünstigt (SZAKOLCZAI, 1996). Herrschen suboptimale Transportbedingungen wie starke Wasserbewegungen oder Sauerstoffmangel, begünstigt dies Verfärbungen und Verletzungen der Tiere sowie eine vermehrte Schleimabsonderung und ein Abfallen von Ektoparasiten (SCHÄPERCLAUS, 1990). Auch aus diesem Grund sollten Routineuntersuchungen wie Haut- und Kiemenabstriche direkt nach dem Fangen angefertigt werden (SCHÄPERCLAUS, 1990).

Ist ein Fisch erkrankt, so ist in der Regel ein Hausbesuch angezeigt (WOLTER und MUTSCHMANN, 2014). Nicht nur aus dem Grund, dass so Belastungen durch den Transport vermieden werden können, die die Genesung der Tiere beeinflussen können, sondern auch, da in einer Vielzahl der Krankheitsfälle die Ursache in den Haltungsbedingungen zu suchen ist (BIFFAR, 1993; UNTERGASSER, 2006; HADFIELD et al., 2007; LECHLEITER und KOKOSCHA, 2014; WOLTER und MUTSCHMANN, 2014). Vor Ort kann der Tierarzt die Haltung überprüfen und diesbezüglich beratend tätig werden.

Ist es dennoch notwendig, den Zierfisch lebend zu transportieren, so muss dies

möglichst stressfrei, sicher und schnell geschehen. Am geeignetsten zum sicheren Transport von Einzeltieren sind saubere Plastikbeutel (COLE et al., 1999; CROSBY et al., 2014); diese müssen eine ausreichende Stärke haben, damit ein Durchstechen durch hartstrahlige Flossenstrahlen vermieden wird. Zum Schutz vor Auslaufen des Wassers sollte der Plastikbeutel in ein oder zwei weiteren Plastikbeuteln transportiert werden (LANGE, 2009). Ein Transport in Gefäßen, die bereits Kontakt zu Tensiden und anderen Reinigungsmitteln hatten, ist in jedem Fall zu vermeiden, da zahlreiche Reinigungsmittel toxische Wirkungen auf Fische zeigen (ANONYM, 2013).

Grundsätzlich sollten pro Transportgefäß möglichst wenige Fische transportiert werden, vor allem um gegenseitige Verletzungen zu vermeiden, jedoch auch um die Belastung des Wassers durch Ausscheidungen der Fische während des Transportes so gering wie möglich zu halten. Ein Fasten vor und während des Transports ist sinnvoll, dies verringert die Wasserbelastung im Transportbehälter zusätzlich (BAUR und RAPP, 2003; NOGA, 2011). Die Gefäße werden mit ca. 35 % Wasser und 65 % Luft befüllt (COLE et al., 1999; WOLTER und MUTSCHMANN, 2014), wobei die Tiere unbedingt in gewohntem Wasser aus Aquarium oder Teich transportiert werden sollen, um Wasserwertänderungen zu vermeiden. Die Größe des Transportgefäßes richtet sich nach der Größe der Tiere; ohne zusätzliche Sauerstoffzufuhr beträgt der Richtwert ca. 1 l Wasser pro 1 cm Fisch (NOGA, 2011). Der im Wasser gelöste Sauerstoff (DO, dissolved Oxygen) wird schnell vom Fisch zu Kohlenstoffdioxid verbraucht. Die Ansprüche an die Konzentration von gelöstem Sauerstoff im Wasser ist von Fischart zu Art unterschiedlich; empfohlen wird eine Konzentration von ca. 5 mg/l DO (FRANCIS-FLOYD, 2014). Größere Fische sind bei niedrigem DO in der Regel eher beeinträchtigt als kleinere Fische (FRANCIS-FLOYD, 2014). Der Sauerstoffverbrauch des Fisches ist abhängig von Alter, Ernährungszustand, umgebender Wassertemperatur, Aktivität und Stressbelastung (BAUR und RAPP, 2003) und steigt während des Transportes um das drei bis vierfache im Vergleich zum Ruhezustand an (BAUR und RAPP, 2003). Eine zusätzliche Sauerstoffzufuhr kann notwendig sein, welche einen längeren Transport und einen höheren Fischbesatz je Transportbeutel ermöglicht (CROSBY et al., 2014). Man erreicht beispielsweise durch das Befüllen des Transportbeutels mit reinem Sauerstoff. Die Lagerung während des Transportes sollte flachliegend erfolgen, da so die Kontakt- und Diffusionsfläche zwischen Wasser und Sauerstoff größtmöglich ist (BAUR und RAPP, 2003).

Da Fische bis auf sehr wenige Ausnahmen wechselwarm sind (WEGNER et al., 2015),

ist ihre Körpertemperatur und somit der Stoffwechsel abhängig von der umgebenden Wassertemperatur. Zur Beibehaltung der Wassertemperatur können Isoliertaschen oder Styroporboxen benutzt werden. Kann in Sommer- oder Wintermonaten die Temperatur auf diese Weise nicht gehalten werden, empfiehlt sich zusätzlich der Einsatz von Kältekompressen („ice pack“) oder Wärmekissen („heat pack“) in der Transportbox (CROSBY et al., 2014).

## 2.2 Untersuchung von Zierfischen

Die tierärztliche Untersuchung von Fischen zeigt Gemeinsamkeiten zur Untersuchung anderer exotischer Patienten (SHERRILL et al., 2009): Sie beinhaltet das Feststellen des Signalements, das Erfassen von Krankengeschichte und Haltungsbedingungen (Anamnese), die visuelle Beurteilung (Adspektion), eine klinische Untersuchung sowie eine Sektion von Partnertieren. Die diagnostische Tötung von offensichtlich erkrankten Fischen kommt jedoch nur in Betracht, wenn bereits sämtliche diagnostischen Möglichkeiten am lebenden Tier durchgeführt wurden (BIFFAR, 1993). Die üblichen diagnostischen Vorgehensweisen der Tiermedizin finden auch beim Zierfisch Anwendung (RHEKER, 2001). Den wesentlichen Teil der Diagnostik bildet die mikroskopische Untersuchung (WOLTER und MUTSCHMANN, 2014). Zusätzliche diagnostische Möglichkeiten bieten die bakteriologische, histologische, virologische und hämatologische Untersuchung, sowie Röntgendiagnostik, Endoskopie und Ultraschall (WOLTER und MUTSCHMANN, 2014). Zu beachten ist, dass eine exakte Diagnose nur anhand einer Untersuchung von lebenden oder frisch getöteten Fischen gestellt werden kann, da die Autolyse innerer Organe bereits nach wenigen Minuten beginnt und sowohl parasitologische als auch bakteriologische Untersuchungen an Aussagekraft verlieren (SCHÄPERCLAUS, 1990; BIFFAR, 1993; WOLTER und MUTSCHMANN, 2014).

Der Untersuchungsgang bei lebenden Zierfischen beginnt mit der Anamnese, es folgt das Signalement, die klinische Untersuchung mit Adspektion in Ruhe sowie die mikroskopische Untersuchung von Abstrichen der Haut, der Kiemen und von frisch abgesetztem Kot. Basierend auf den Informationen aus Anamnese und einer gründlichen klinischen Untersuchung des Fisches werden weitere diagnostische Vorgehensweisen festgelegt, unter Umständen können aber auch zu diesem Zeitpunkt bereits Verdachtsdiagnosen getroffen und die entsprechende Therapie eingeleitet werden (HADFIELD et al., 2007; ROBERTS, 2011).

### 2.2.1 Anamnese

Vor der eigentlichen Untersuchung des Tieres ist eine genaue Anamnese durch den Tierbesitzer erforderlich. Dabei wird durch eine genaue Befragung des Patientenbesitzers nicht allein die Krankengeschichte des Fisches an den Tierarzt getragen, sondern ebenfalls die Haltung des Patienten beschrieben und vom Tierarzt beurteilt. Dies ist in der Zierfischmedizin von besonderer Bedeutung, da ein hoher Anteil an Erkrankungen haltungsbedingter Ursache sind (BIFFAR, 1993; UNTERGASSER, 2006; HADFIELD et al., 2007; HOEDT und JUNGNI SCHKE, 2008; SHERRILL et al., 2009; KÖLLE, 2011; LECHLEITER und KOKOSCHA, 2014; WOLTER und MUTSCHMANN, 2014). Es werden direkte und indirekte haltungsbedingte Erkrankungen unterschieden (BIFFAR, 1993): direkte Schädigungen entstehen unmittelbar beispielsweise durch toxische oder schwankende Wasserparameter, indirekt entstandene Krankheiten basieren hingegen auf einem geschwächten Immunsystem der Tiere, welches durch ungünstige Haltungsbedingungen hervorgerufen wird. Erst durch diese negative Beeinflussung des Immunsystems vermehren sich parasitäre, bakterielle und virale Krankheitserreger und manifestieren sich infolgedessen klinisch (BIFFAR, 1993; LECHLEITER und KOKOSCHA, 2014). Dies verdeutlicht die hohe Wichtigkeit einer gründlichen Anamnese sowie einer kritischen Betrachtung der Haltung des Zierfischpatienten. Werden mangelhafte Haltungsbedingungen nicht verbessert, so ist eine Genesung der Tiere unter Umständen nicht möglich (WOLTER und MUTSCHMANN, 2014).

### 2.2.2 Handling von Zierfischen

Eine Besonderheit bei Zierfischen als Patient ist, dass man es in der Regel mit Haustieren zu tun hat, die ein Handling durch den Menschen nicht tolerieren. Aufgrund ihres natürlichen Fluchtverhaltens wehren sie sich gegen das Ergreifen (HENKE und KÖLLE, 2004). Sie reagieren beim Handling häufig mit starken Abwehrbewegungen und wirksame Fixationsmaßnahmen beim nicht betäubten Fisch sind nur bedingt möglich. Gründe hierfür sind unter anderem die schleimige Körperfläche und die Körperform (SKARDA, 1993). Das Handling stellt für den Fisch einen akuten Stressfaktor dar, auf welchen sie mit verminderter Futteraufnahme über mehrere Tage reagieren können, wie in Studien mit Bachforellen, *Salmo trutta*, gezeigt werden konnte (PICKERING et al., 1982). Zudem ist es praktisch nicht möglich, Fixationsmaßnahmen ohne eine Verletzungen der empfindlichen Schleimschicht durchzuführen, worauf der

Fisch als Reaktion eine vermehrte Schleimproduktion zeigt (PICKERING et al., 1982). Bakterielle und mykotische Infektionen können als Folgen einer Schleimschädigung auftreten, die unter ungünstigen Umständen auch tödlich für das Tier verlaufen können (HENKE und KÖLLE, 2004). Mit Hautwunden assoziiert sind häufig *Saprolegnia* sp. und Gram-negative Bakterien wie *Aeromonas* sp. (JOLLY et al., 1972; WILDGOOSE, 2001). Dabei handelt es sich um fakultativ fischpathogene Keime, welche ubiquitär im Wasser zu finden sind (ENGELHARDT, 1992; HENKE und KÖLLE, 2004). Zur Vermeidung von Unfällen und Verletzungen sollte die Untersuchung des Tieres möglichst nah über dem Wasserspiegel stattfinden (LEWBART, 2001).

Ob eine Betäubung von Fischen zum Handling zu erfolgen hat, wird in der Literatur jedoch kontrovers diskutiert. Meist ist eine Sedation von Zierfischen zur Durchführung diagnostischer Maßnahmen, wie beispielsweise der Entnahme von Haut- und Kiemenabstrichen oder zur Anfertigung von Röntgen- oder Ultraschallaufnahmen, sowohl aus Tierschutz- als auch aus Praktikabilitätsgründen notwendig (HENKE und KÖLLE, 2004). Sowohl die Stressbelastung als auch die Gefahr von Verletzungen durch Abwehrbewegungen werden gesenkt, was ihren sinnvollen Einsatz auch für diagnostische Maßnahmen erklärt (ROSS, 2001; HOEDT et al., 2014). Blutuntersuchungen bestätigen, dass das Handling nach medikamentöser Narkotisierung der Tiere deutlich weniger Stress auslöst als ein Handling ohne Betäubung (WAGNER et al., 2003). Nicht nur die Wehrhaftigkeit sondern auch die Größe des Tieres entscheidet, ob ein Fisch sicher durch den Untersucher gehandelt werden kann und spielt somit eine Rolle bei der Entscheidung, ob ein Tier zur Untersuchung betäubt werden muss (FRANCIS-FLOYD, 2003). Für das Handling von gefährlichen Spezies wird zwingend eine Betäubung benötigt (ROSS, 2001).

Häufig werden Fische in praxi betäubt, ohne dass dies zwingend erforderlich ist (HENKE und KÖLLE, 2004). Ein ruhiger und geduldiger Umgang mit Fischen ermöglicht in den meisten Fällen eine Untersuchung ohne Sedierung (WOLTER und MUTSCHMANN, 2014). Ein Abdecken der Augen während der Untersuchung kann dabei hilfreich sein, da dies Abwehrbewegungen reduziert (ROSS, 2001; FRANCIS-FLOYD, 2003). Auch laute Geräuschen und Störungen jeder Art sollten vermieden werden (ROSS, 2001). Aufgrund der Gefahr eines Abwanderns von Ektoparasiten sei von einer Sedierung zum Zwecke der Untersuchung grundsätzlich abzuraten (WOLTER und MUTSCHMANN, 2014).

Es ist wichtig, beim Kontakt zum Fisch nasse Einmalhandschuhe zu tragen, um so Verletzungen der empfindlichen Schleimschicht auf der Haut zu verringern (ROSS,

2001). Es ist darauf zu achten, puderfreie Handschuhe zu verwenden (LEWBART, 2001). Als zusätzlichen Schutz für die empfindliche Haut kann man das Tier für ein weiteres Handling auf ein weiches, feuchtes Tuch legen (LEWBART, 2001; UNTERGASSER, 2006). Kleine Fische bis zu einer Körperlänge von ca. 20 cm hält man zur Untersuchung und Entnahme der Abstriche vorsichtig in einer Hand und nimmt mit der anderen Hand die Proben, während bei größeren Tieren eine zweite Hilfsperson notwendig sein kann, die das Tier hält (UNTERGASSER, 2006).

### 2.2.3 Betäubung von Zierfischen

Die Betäubung von Fischen kann in physikalische und chemische Methoden unterteilt werden (GEIGER, 2007). Zu den physikalischen Betäubungsverfahren zählen die Hypothermie, die Elektrobetäubung sowie die mechanische Betäubung beispielsweise durch Kopfschlag (HENKE und KÖLLE, 2004). Physikalische Methoden werden bei der Schlachtung von Fischen eingesetzt [vgl. Tierschutz-Schlachtverordnung (TierSchlV) vom 20. Dezember 2012]. Für diagnostische und chirurgische Maßnahmen werden Anästhetika eingesetzt. Zahlreiche Anästhetika, Sedativa und Analgetika, deren Anwendungsbereich bei anderen Wirbeltierspezies liegt, lassen sich grundsätzlich auch beim Zierfisch anwenden (NEIFFER und STAMPER, 2009). Wichtig ist, dass das Übertragen von Dosierungsvorschlägen auf sämtliche Fischarten aufgrund großer Unterschiede in Anatomie, Physiologie sowie Verhalten als potenziell gefährlich betrachtet werden muss (NEIFFER & STAMPER, 2009). Für die Anwendung eines Arzneimittels, für welches keine Erfahrungen bei der zu behandelnden Fischart vorliegen, gilt daher, dass eine schrittweise Vorgehensweise durchgeführt werden sollte (NEIFFER und STAMPER, 2009).

Die Gabe eines Anästhetikums kann durch orale und parenterale (i.p., s.c., i.v., i.m.) Verabreichung sowie durch Inhalation erfolgen. Die orale Applikation von Anästhetika gilt zwar als stressfrei für das Tier, hat sich jedoch aufgrund schlechter Herstellbarkeit, mangelnder Fraßakzeptanz und langsamer Adsorption im Darm nicht durchgesetzt (HENKE und KÖLLE, 2004). Injektionsnarkosen finden aufgrund ihres hohen Aufwandes und Verletzungsrisikos bei der Verabreichung in der Zierfischmedizin kaum Anwendung (HENKE und KÖLLE, 2004). Die gebräuchlichste Methode ist die intraperitoneale Injektion, bei der die Kanüle ventral an der Mittellinie in Richtung kranial gestochen wird (ROSS und ROSS, 1999; HENKE und KÖLLE, 2004; GEIGER, 2007). Bei der intramuskulären Applikation von Anästhetika ist darauf zu achten, dass



nur geringe Mengen verabreicht werden können und dass die Applikation ausschließlich in die gut durchblutete, rote Muskulatur zu erfolgen hat (ROSS und ROSS, 1999). Etwa 85% der Muskelmasse von Fischen besteht aus glykolytischer, weißer Muskulatur; die oxidative, rote Muskulatur beschränkt sich meist nur auf einen schmalen Bereich unterhalb des Seitenlinienorgans und auf einen kleinen Bereich der Flossenbasis (MOYES und SCHULTE, 2008). Die Größe des roten Seitenmuskels (*M. rectus lateralis*) ist abhängig von der Lebensweise der jeweiligen Art (TÜLSNER und KOCH, 2010): während demersale Arten (Grundfischarten) über wenig rote Muskulatur verfügen, nimmt sie bei pelagischen Arten einen größeren Anteil ein.

Die gängigste und einfachste Methode zur chemischen Betäubung von Fischen ist die Anwendung über das Bad (ROSS und ROSS, 1999; HENKE und KÖLLE, 2004; NEIFFER und STAMPER, 2009; SNEDDON, 2012). Vorteile dieser Methode sind die einfache Durchführbarkeit, das nicht-invasive Vorgehen, der rasche Wirkungseintritt sowie die Einflussnahme auf Dauer und Tiefe der Betäubung (HENKE und KÖLLE, 2004). Eine Wirkstoffkumulation im Fisch aufgrund eines längeren Aufenthaltes im Narkosebad sowie mögliche Veränderungen der Wasserparameter durch die verwendeten Präparate sowie der Anreicherung von Stoffwechselprodukten sind Nachteile dieser Methode (HENKE und KÖLLE, 2004; GEIGER, 2007).

Es wird zur Herstellung des Narkosebades einer bekannte Menge Wasser das Narkosemittel in entsprechender Dosierung hinzugefügt. Das Narkosemittel wird über das Kiemenepithel aufgenommen und gelangt über die Blutbahn ins zentrale Nervensystem (ROSS und ROSS, 1999; ROSS, 2001; NEIFFER und STAMPER, 2009). Dies macht das Narkosebad vergleichbar mit der Inhalationsanästhesie bei Landwirbeltieren (ROSS und ROSS, 1999; ROSS, 2001; NEIFFER und STAMPER, 2009). Alternativ zum Bad kann das Narkosemittel auch mittels direkter Applikation eines Sprays auf die Kiemen aufgebracht werden (GILBERT und WOOD, 1957; KIDD und BANKS, 1990; HENKE und KÖLLE, 2004). Diese Methode bringt vor allem den Vorteil, dass bei großen Fischarten eine bedeutend geringere Menge Anästhetikum notwendig ist als zur Herstellung eines Bades (GILBERT und WOOD, 1957). Kein zufriedenstellendes Ergebnis liefert die Betäubung über das Bad bei Fischen, die mittels akzessorischer Atmungsorgane zur Luftatmung befähigt sind (ROSS und ROSS, 1999): aufgrund reduzierter Kiemen zeigen diese Tiere in der Regel eine sehr lange und unvorhersehbare Einleitungsphase. Die meisten Welse als fakultativ luftatmende Tiere, zeigen die Tendenz ihren Atem im Narkosebad anzuhalten, weshalb auch bei ihnen, die Einleitungsphase meist verlängert ist (ROSS und ROSS, 1999).

Bei der Durchführung gilt es zu beachten, dass das Narkosebad möglichst aus Aquarien- oder Teichwasser, aus dem der Fisch entnommen wurde, hergestellt wird, da so Stress durch wechselnde Wasserparameter vermieden wird (ROSS und ROSS, 1999; HENKE und KÖLLE, 2004; NEIFFER und STAMPER, 2009). Eine zusätzliche Luftzufuhr durch eine Membranpumpe ist zu empfehlen (ROSS und ROSS, 1999; HENKE und KÖLLE, 2004).

#### 2.2.3.1 Wirkstoffe zur Anwendung im Narkosebad

In der Literatur existieren zahlreiche Studien und Behandlungsempfehlungen über Wirkstoffe zur Betäubung im Narkosebad von Zierfischen. Die derzeit in praxi gebräuchlichsten sind Tricain, Benzocain, 2-Phenoxyethanol, Eugenol und Lidocain (LECHLEITER und KOKOSCHA, 2014; WOLTER und MUTSCHMANN, 2014).

**Tricain** (Synonyme: MS-222, Tricainmethansulfonat, Tricainmesilat, TMS, Metacain, Ethyl-m-aminobenzoat):

Tricain stellt für die Sedierung und Narkose bei Fischen den weltweit am häufigsten verwendeten Wirkstoff dar (HENKE und KÖLLE, 2004; GEIGER, 2007). Es gilt als sehr sicher in der Handhabung (LECHLEITER und KOKOSCHA, 2014). Bei vielen Spezies zeigt Tricain eine große therapeutische Breite sowie eine vergleichsweise kurze Einleitungs- und Aufwachphase (HENKE und KÖLLE, 2004; GEIGER, 2007). Es gilt bei sachgemäßer Anwendung als ungiftig für den Menschen (ROSS und ROSS, 1999; LECHLEITER und KOKOSCHA, 2014). Derzeit sind in Deutschland keine Tierarzneimittel verfügbar, in denen Tricainmesilat als wirksamer Bestandteil enthalten ist (ANONYM, 2016). Für den Einsatz an Zierfischen muss es daher über internationale Apotheken bezogen werden (HENKE und KÖLLE, 2004; GEIGER, 2007).

**Benzocain** (Synonyme: 4-Aminobenzoessäureethylester, Ethylaminobenzoat, Ethyl-p-aminobenzoat):

Benzocain ist ein Lokalanästhetikum, welches in seiner ursprünglichen Verwendung zur Oberflächenanästhesie eingesetzt wird (RICHTER, 2010). Benzocain findet beim Säugetier vor allem als Dermaticum zur Linderung von Juckreiz und Schmerzen Anwendung (RICHTER, 2010). Wird Benzocain nicht in Form eines Fertigpräparates erworben, so ist es vor der Hinzugabe ins Wasser aufgrund seiner Wasserunlöslichkeit in Aceton, Ethanol oder Methanol zu lösen (HENKE und KÖLLE, 2004; GEIGER, 2007). Derzeit sind in Deutschland keine Tierarzneimittel verfügbar, in denen Benzocain als

wirksamer Bestandteil enthalten ist (ANONYM, 2016).

**Ethylenglycolmonophenylether** (Synonyme: 2-Phenoxyethanol, Monophenylglycol, Phenoxetol):

2-Phenoxyethanol stellt aufgrund seiner bakteriziden und fungiziden Eigenschaften ein industriell genutztes Konservierungsmittel dar, unter anderem als Zusatz in Impfstoffen (TRAUTMANN und KLEINE-TEBBE, 2013) und Kosmetika (EISENBRAND et al., 2014) sowie in Flächendesinfektionsmitteln (ANONYM, 2015a). Beispielsweise in Frankreich stellt 2-Phenoxyethanol das am meisten benutzte Betäubungsmittel für Fische dar (CHANSEAU et al., 2002), wohingegen der Einsatz in Deutschland wenig gebräuchlich ist (ADAM et al., 2013). Da 2-Phenoxyethanol nur eine mäßige Wasserlöslichkeit besitzt, muss es mit Aceton versetzt werden, um ausreichende Mengen im Wasser lösen zu können (GEIGER, 2007). Die Wirkung und Toxizität beim Menschen ist derzeit noch umstritten (KAMPF, 2013). Derzeit sind in Deutschland keine Tierarzneimittel verfügbar, in denen 2-Phenoxyethanol als wirksamer Bestandteil enthalten ist.

**Eugenol** (Synonym: Nelkenöl):

Nelkenöl stellt ein Naturprodukt dar, welches zu 70-90% den Wirkstoff Eugenol enthält (HENKE und KÖLLE, 2004). Isoeugenol ist ein synthetisch hergestelltes Derivat (GEIGER, 2007). Eugenol gilt besonders in der Zahnheilkunde als ein zuverlässiger und sicherer Wirkstoff gegen Zahnschmerzen (BERNATZKY et al., 2007). Die gute Wirksamkeit beider Wirkstoffe als Anästhetikum bei Fischen konnte in zahlreichen Studien gezeigt werden. Derzeit sind in Deutschland keine Tierarzneimittel verfügbar, in denen Eugenol oder Isoeugenol als wirksamer Bestandteil enthalten ist.

**Lidocain:**

Lidocain ist ein Lokalanästhetikum, welches als Antiarrhythmikum auch bei tachykarden Herzrhythmusstörungen eingesetzt werden kann. Aufgrund seiner intravenösen Verabreichungsform sowie kurzen Halbwertszeit kommt es jedoch nur für die Notfalltherapie in Frage (RICHTER, 2010; LÖSCHER, 2014). Die Wirkungsstärke vom Lidocain als Badbetäubung von Fischen ist stark speziesabhängig (HENKE und KÖLLE, 2004). Als Lidocainhydrochlorid ist es in Deutschland derzeit als verschreibungspflichtige, zweiprozentige Injektionslösung für Hunde, Katzen und Pferde zugelassen (ANONYM, 2016).

**Ketamin- und Xylazinhydrochlorid:**

Das Injektionsanästhetikum Ketamin erzeugt eine sogenannte dissoziatives

Anästhesie. Darunter versteht man einen Zustand der Analgesie und Sedierung bei weitestgehender Erhaltung der Reflextätigkeit (BENZING, 2009). Es führt zu einer motorischen Antriebslosigkeit bei gleichzeitig gesteigertem Muskeltonus, der sog. Katalepsie (STEIDL und GÖBEL, 2005). Als Anästhetikum wird Ketamin bei zahlreichen Tierarten meist in Kombination mit einem  $\alpha 2$ -Adrenozeptoragonist wie Xylazin verwendet (AMMER und POTSCHKA, 2010), da sich durch die Kombination die jeweiligen Nebenwirkungen der Einzelwirkstoffe gegenseitig ausgleichen (GREEN et al., 1981). Xylazinhydrochlorid stellt ein sedativ-hypnotisches Analgetikum mit einer muskelrelaxierenden Wirkung dar (AMMER und POTSCHKA, 2010). Eine Weiterentwicklung des Xylazinhydrochlorids stellt beispielsweise das etwa 20-fach potentere Medetomidin dar (AMMER und POTSCHKA, 2010). Zur Antagonisierung der Wirkungen von  $\alpha 2$ -Adrenozeptoragonisten kann beispielsweise das  $\alpha 2$ -Adrenolyticum Atipamezol eingesetzt werden (LÖSCHER, 2010).

Da Ketamin- und Xylazinhydrochlorid sowie die Kombination der beiden Wirkstoffe, bisher nicht als „typische“ Fischenästhetika gelten, beschränken sich diese Erfahrungen zum überwiegenden Teil aus der Anwendung bei Säugetier und Mensch (GEIGER, 2007). In der Literatur sind bereits zahlreiche Orientierungsstudien zur Anwendung von Ketamin-Xylazin-Kombination oder alternativ Medetomidin *per injectionem* beim Fisch erschienen, mit Schwerpunkt auf Vertreter der Knorpelfische (Chondrichthyes). Die Kombination Ketamin- und Xylazinhydrochlorid zur Anwendung als Badanästhetika für Fische stellt eine bisher wenig verbreitete Alternative zu herkömmlichen Wirkstoffen dar. Etabliert werden konnte sie als sogenannte „Hellabrunner-Mischung“ (Ketamin-Xylazin im Verhältnis 1:1,25) als Badanwendung bei Regenbogenforellen (*Oncorhynchus mykiss*, nach: Walbaum, 1792), Kois (*Cyprinus carpio*, nach Linnaeus, 1758) sowie Kaiserbuntbarschen (*Aulonocara stuartgranti*, nach: Meyer & Riehl, 1985) (GEIGER, 2007). Speziesabhängig stellt sich die „Hellabrunner Mischung“ als ein sicher anzuwendendes Anästhetikum mit ruhiger Einleitungs- und Aufwachphase dar (GEIGER, 2007). Derzeit sind in Deutschland zahlreiche Tierarzneimittel in unterschiedlichen Dosierungen verfügbar, in denen jeweils Ketaminhydrochlorid oder Xylazinhydrochlorid enthalten sind (ANONYM, 2016).

#### 2.2.3.2 Narkosephasen und Narkosestadien

Die Inhalationsnarkose via Narkosebad lässt sich beim Fisch in die folgenden Phasen

gliedern (ROSS und ROSS, 1999): Einleitungsphase, Erhaltungsphase und Aufwachphase. Während der Einleitungsphase befindet der Fisch sich im Narkosebad und verbleibt dort solange, bis der die gewünschte Narkosetiefe erreicht hat (HENKE und KÖLLE, 2004). Die Einleitungsphase sollte ohne deutliche Exzitationen des Fisches verlaufen (ROSS und ROSS, 1999). Der Fisch sollte innerhalb von weniger als 3 Minuten so betäubt sein, dass er gehandelt werden kann (GILDERHUS und MARKING, 1987). Die Erhaltungsphase ist definiert als die Zeit, in der ein erreichtes Narkosestadium beibehalten wird (ROSS und ROSS, 1999). Zum Verbleib während der Aufwachphase wird der Fisch zur Beobachtung in einen Behälter mit frischem Wasser gesetzt (HENKE und KÖLLE, 2004). Ohne eine Nachdosierung des Narkosemittels sollte der Fisch in 10 Minuten oder weniger erwachen (GILDERHUS und MARKING, 1987).

Zur Beurteilung der Narkosetiefe ist es hilfreich, analog zu anderen Tierarten, eine Einteilung in verschieden tiefe Narkosestadien vorzunehmen (STETTER, 2001). McFarland entwickelte ein solches Schema in Anlehnung an die Narkosestadien nach Guedel (MCFARLAND, 1959). Abhängig von Wirkstoff, Dosis und Patient kann es jedoch zu erheblichen Abweichungen von diesem Schema kommen und teilweise Stadien übersprungen werden (HENKE und KÖLLE, 2004). Die Festlegung der Narkosestadien anhand dieser Kriterien wird vom Untersucher zusätzlich subjektiv beurteilt, was zu Unterschieden in der Festlegung der Stadien führen kann (OLSEN et al., 1995; BRETZINGER, 2001). Zur Beurteilung der Narkosestadien sowie zur Narkoseüberwachung werden folgende Kriterien herangezogen (GEIGER, 2007): Kiemendeckelbewegung, Schwimmfähigkeit, Gleichgewichtsverlust, Seitenlage/Rückenlage, Reaktion auf Reize (optische, taktile oder Vibrationsreize) sowie Augendrehreflex. Folgende Tabelle (Tabelle 1) lehnt sich an die Narkosestadien von McFarland an und erweitert diese durch mögliche vom Narkosestadium abhängige Eingriffe.

Narkosestadium		Atmung	Gleichgewichtssinn Verhalten	Reizantwort	Augendreh- reflex
0	Normal	unverändert	Vorhanden, aktives Schwimmen	Reaktion auf äußere Stimuli	vorhanden
I.1	Leichte Sedation	vorhanden	vorhanden	vermindert	vorhanden
I.2	Tiefe Sedation	vermindert	vorhanden, langsame Bewegungen, kein aktives Schwimmen	Keine Reak- tion auf optische Reize	vorhanden
II.1	Leichte Anästhesie	steigt	stark vermind., taumelt, eventl. kurze Seiten- lage	stark vermindert	vermindert
II.2	Tiefe Anästhesie	stark vermind.	fehlt, Fisch liegt in Seitenlage	Reaktion nur auf massive taktile Reize	fehlt
III	Chirurgische Anästhesie	stark vermind.	fehlt	fehlt	fehlt
IV	Medullärer Kollaps	fehlt	fehlt	fehlt	fehlt

Tabelle 1: Übersicht Anästhesie beim Fisch (vereinfacht nach GEIGER, 2007;  
LECHLEITER, 2014; McFARLAND, 1959)

#### 2.2.4 Klinische Allgemeinuntersuchung

Die klinische Untersuchung von lebenden Fischen beinhaltet die Adspektion in Ruhe, die Adspektion der Kiemen, das Anfertigen von Haut- und Kiemenabstrichen sowie die Untersuchung von frisch abgesetztem Kot. Eine Palpation des Tieres wird nur bei Bedarf durchgeführt. Sie kann beispielsweise Informationen liefern über die Oberflächenbeschaffenheit, Umfangsvermehrungen und Ödeme (WOLTER und MUTSCHMANN, 2014). Eine genaue Diagnose kann jedoch nur aufgrund weiterführender Untersuchungen getroffen werden (HOEDT und JUNGNI SCHKE, 2008).

Es ist wichtig, den Fisch zunächst in Ruhe zu betrachten. Es dient einerseits der Erfassung von Auffälligkeiten des äußeren Erscheinungsbildes und andererseits um ein möglichst genaues Bild von Verhaltensänderungen zu bekommen. Verhaltensänderungen treten beim Fisch in den meisten Fällen erst in einem fortgeschrittenen Krankheitsstadium auf (UNTERGASSER, 2006). Es muss beachtet werden, dass ein Fisch, der sich nicht in seiner gewohnten Umgebung befindet, Verhaltensänderung aus Schutz zu verbergen versucht. Dies kann zu einem Verschleiern von Krankheitssymptomen führen.

Bei der Bestimmung des Ernährungszustandes ist es wichtig, diesen nicht allein am Umfang des Abdomens festzumachen. So kann beispielsweise eine Tumorerkrankung auch bei einem schlechten Ernährungszustand zu einem rundlichen Abdomen führen. Zur Bestimmung des Ernährungszustandes wird die Bemuskelung des Tieres herangezogen (SCHÄPERCLAUS, 1990): Fische mit einem guten Ernährungszustand zeigen eine ausgeprägte, konvexe Rückenmuskulatur, die Rippen sind nicht oder nur geringgradig sichtbar; Fische mit einem schlechten Ernährungszustand haben eine schlecht ausgeprägte Rückenmuskulatur, die sich hinter dem Kopf konkav darstellt. Bei kachektischen Tieren bildet sich durch eine Atrophie des Seitenmuskels ein sogenannter Messerrücken (PRIEBE, 2007). Die Ursache für die Atrophie liegt bedingt durch eine Allgemeinerkrankung oder ein unzureichendes Nahrungsangebot in einem reduzierten Stoffwechsel und einer unzureichenden Nährstoffzufuhr qualitativer oder quantitativer Art (PRIEBE, 2007). Zu Beginn werden zunächst Fettreserven in Organen und der Seitenmuskulatur aufgebraucht, darauf folgt ein Abbau von Actomyosin der Muskelzellen (PRIEBE, 2007). Physiologisch kann eine Rückenmuskelatrophie in Form einer Laichkachexie auftreten (PRIEBE, 2007).

Die Kiemenbögen werden adspektorisch auf Farbe, Auflagerungen und Schwellung untersucht. Eine Adspektion der Kiemen kann in der Regel nur am sedierten Tier durchgeführt werden. Beim Anheben des Kiemendeckels reagieren die Tiere häufig mit Gegenwehr. Es bietet sich an, die Adspektion der Kiemen mit der Entnahme eines Kiemenabstriches oder einer Kiemenbiopsie zu verbinden. Jeder Kiemenbogen besteht physiologisch aus kräftig roten Kiemenlamellen, welche vollständig, nicht verschleimt und ohne Auflagerungen sind, und den weißen Kiemenreusen.

#### 2.2.5 Mikroskopische Untersuchung als Bestandteil der klinischen Untersuchung

Die mikroskopische Untersuchung stellt zur Diagnose von Fischkrankheiten das wichtigste Instrumentarium dar (UNTERGASSER, 2006; HOEDT und JUNGNI SCHKE, 2008). Dies beinhaltet sowohl die histologische Untersuchung sämtlicher Organe als auch die Untersuchung von Haut-, Kiemen- und Kottausstrichen (HOEDT und JUNGNI SCHKE, 2008). Eine der wichtigsten Untersuchungen beim lebenden Fisch ist die parasitologische Untersuchung von Haut und Kiemen mittels Abstrich (LECHLEITER und KOKOSCHA, 2014). Der Parasitenstatus des Tieres lässt Rückschlüsse auf den Gesundheits- und Immunstatus des Tieres zu (LECHLEITER

und KOKOSCHA, 2014). Viele Ektoparasiten sind Schwächeparasiten, die sich besonders auf geschwächten Tieren sehr stark vermehren. Ein geringgradiger Befall kann auch auf gesunden Fischen gefunden werden, wobei Stress jeder Herkunft (Winterruhe, Neuzugänge, Transporte) zu einer deutlichen Zunahme der Parasitenbelastung führen kann. Soll eine exakte Diagnose gestellt werden, ist es wichtig, dass Abstriche von einem lebenden Tier genommen werden, da Ektoparasiten den Fisch schnell nach dem Ableben verlassen (WOLTER und MUTSCHMANN, 2014).

Beim Hautabstrich wird in Schuppenrichtung mit nur leichtem Druck eine geringe Menge Schleim entnommen. Besteht der Verdacht einer Ichthyophthiriose werden zur Diagnostik tiefere Hautzellen benötigt (SCHÄPERCLAUS, 1990). Zur Entnahme eignen sich Holzspatel und Deckgläser. Da Deckgläser sehr leicht zerbrechen, muss die Probenentnahme besonders vorsichtig geschehen. Bei einem gesunden Tier kann nur wenig Schleim gewonnen werden, welcher klar, farblos und geruchlos ist (WOLTER und MUTSCHMANN, 2014). Ist ein Fisch erkrankt, kann häufig eine vermehrte Schleimproduktion festgestellt werden, wobei das Sekret trüb weißlich oder gelblich gefärbt sein kann (WOLTER und MUTSCHMANN, 2014). Im Gegensatz zu Süßwasserfischen haben zahlreiche Salzwasserfische physiologisch keinen Schleim auf der Haut (WOLTER und MUTSCHMANN, 2014).

Zur Lokalisation der Entnahmestellen von Hautabstrichen finden sich verschiedene Angaben in der Literatur. Fasst man die Angaben zusammen (SCHÄPERCLAUS, 1990; BIFFAR, 1993; UNTERGASSER, 2006; LECHLEITER und KOKOSCHA, 2014), sind die folgenden, gängigen Entnahmestellen zu nennen: Stirn, Nase, Kiemendeckel, Rücken, Brustflosse, Rumpfseite, Bauch und Schwanzflosse. Sind adspektorisch bereits Veränderungen wie Rötungen oder Beläge feststellbar, sind auch hier Abstriche zu entnehmen (SCHÄPERCLAUS, 1990). Die vom Untersucher gewählten Entnahmestellen sollten vor der Entnahme möglichst nicht berührt werden, da es dadurch zu einem Abwischen darauf befindlicher Parasiten kommen kann (SCHÄPERCLAUS, 1990). Abhängig von der Fischgröße ist jeder Abstrich separat zu nehmen und zu beurteilen (UNTERGASSER, 2006).

Der Kiemenabstrich wird nach Anheben des Operculums nach der gleichen Technik entnommen wie ein Hautabstrich (SCHÄPERCLAUS, 1990). Wegen der erhöhten Verletzungsgefahr ist beim Kiemenabstrich vorsichtiger vorzugehen als beim Hautabstrich. Die Kiemenbögen sind sehr gut durchblutet und es kann bei Verletzungen zu Kiemenblutungen kommen, die unter Umständen tödlich für das Tier



enden können (UNTERGASSER, 2006). Da für die Entnahme der Kiemendeckel abgehoben werden muss, und der Fisch dies in der Regel nicht ohne Abwehr toleriert, ist in den meisten Fällen eine Betäubung notwendig.

Eine Alternative zum Abstrich stellt die Kiemenspülprobe dar, bei der mittels einer Pipette Wasser auf die Kiemen gegeben wird, welches umgehend wieder abgesogen wird (UNTERGASSER, 2006).

Der entnommene Schleim wird umgehend nach der Entnahme auf einen Objektträger übertragen, mit einem Tropfen Wasser vermischt, mit einem Deckglas bedeckt und mikroskopisch untersucht (BIFFAR, 1993; UNTERGASSER, 2006). Durch die Verwendung von physiologischer Kochsalzlösung kann die Überlebenszeit der Parasiten nach der Entnahme verlängert werden (SCHÄPERCLAUS, 1990).

Auch wenn es sich bei der Entnahme einer Kiemenbiopsie am lebenden Tier um einen meist harmlosen Eingriff handelt, sollte der Eingriff am narkotisierten Patienten erfolgen (LECHLEITER und KOKOSCHA, 2014). Aus Gründen der Umsetzbarkeit finden Kiemenbiopsien beim lebenden Fisch erst bei ausreichender Körpergröße Anwendung. Als ungefährender Richtwert kann diesbezüglich eine Fischgröße von 6-10 cm angegeben werden (WOLTER und MUTSCHMANN, 2014). Das Fixieren des Tieres zur Entnahme einer Kiemenbiopsie unterscheidet sich nicht von der Fixation für einen Kiemenabstrich. Nach dem Anheben des Operculums wird mit einer kleinen sterilen Schere ein kleines Stück Kiemenlamelle entnommen. Um Komplikationen zu vermeiden, ist es wichtig, lediglich einige wenige Kiemenlamellen vom äußersten Kiemenbogen zu entnehmen (LECHLEITER und KOKOSCHA, 2014).

Im Rahmen einer Allgemeinuntersuchung werden in der Regel ungefärbte Präparate mikroskopisch untersucht. Zu Beginn wird das Präparat mit einer 40- und 100-fachen Vergrößerung durchgemustert, im Anschluss daran folgt eine erneute Untersuchung mit einer 400-fachen Vergrößerung (MITCHELL und TULLY, 2016). *Monogenea* sowie Pilze sind bereits in geringen Vergrößerungen gut erkennbar (SCHÄPERCLAUS, 1990). Eine 250-fache Vergrößerung ist für die Identifikation der am häufigsten vorkommenden Fischparasiten ausreichend (ANDREWS et al., 1990; HÖFTE et al., 2005). Zur Untersuchung auf *Ichthyobodo necator* (*Costia*) und Bakterien sind größere Vergrößerungen notwendig (SCHÄPERCLAUS, 1990). *Ichthyobodo necator* sind aufgrund ihrer geringen Größe (6-12 µm) ab einer 300-fachen Vergrößerung zu erkennen (UNTERGASSER, 2006), Bakterien erst ab einer 400-fachen Vergrößerung (LECHLEITER und KOKOSCHA, 2014). Zur besseren Darstellbarkeit sind

Phasenkontrast-Verfahren (SCHÄPERCLAUS, 1990) oder eine stark abgeblendete Mikroskopbeleuchtung anzuwenden (SCHÄPERCLAUS, 1990; MITCHELL und TULLY, 2016), indem die Aperturblende des Kondensors geschlossen wird.

Eine Kotuntersuchung sollte zur besseren Auswertbarkeit an möglichst frischem Kot durchgeführt werden. Lebende Parasiten verlassen den Kot bereits nach wenigen Minuten (UNTERGASSER, 2006). Zur Untersuchung eignet sich frisch abgesetzter Kot aus dem Transportgefäß oder direkt aus dem Aquarium, der jedoch noch keinen Kontakt zum Aquarienboden hatte und direkt aus dem Wasser aufgezogen wurde (UNTERGASSER, 2006; WOLTER und MUTSCHMANN, 2014). Liegt keine auswertbare Kotprobe vor, so kann alternativ versucht werden, durch die Ausübung leichten Druckes auf das Abdomen eine Kotprobe zu erhalten (FRANCIS-FLOYD, 2003; UNTERGASSER, 2006). Bei ausreichend großen Fischen ist es ebenfalls möglich, den Kot der mittels einer Spülung zu gewinnen (REICHENBACH-KLINKE und KÖRTING, 1993; WOLTER und MUTSCHMANN, 2014). Abhängig vom Fischfutter stellt sich der Kot physiologisch bräunlich, rötlich oder grünlich und von unterschiedlicher Festigkeit dar (LECHLEITER und KOKOSCHA, 2014). Die Kotprobe wird mit einem Tropfen Wasser auf einen Objektträger aufgebracht und bei 100 bis 400-facher Vergrößerung ausgewertet (UNTERGASSER, 2006).

#### 2.2.6 Röntgendiagnostik

Die konventionelle Röntgendiagnostik findet in der Zierfischmedizin vor allem Anwendung zur Abklärung von abdominalen Schwellungen und Schwimmauffälligkeiten. Die technische Ausstattung sowie die Anfertigungstechnik sind äquivalent zur Kleintiermedizin (LOVE und LEWBART, 1997). Die Belichtungseinstellungen werden vergleichend zu denen eines Vogels gewählt (NEUHAUS et al., 2008). Der Fisch wird zur Anfertigung von Röntgenaufnahmen aus dem Wasser herausgenommen. Im Regelfall ist es notwendig, den Fisch zuvor aus Gründen des Tierschutzes als auch der Praktikabilität zu sedieren (NEUHAUS et al., 2008). Es werden standardmäßig Aufnahmen in zwei Ebenen angefertigt: eine latero-laterale Aufnahme mit vertikalem Strahlengang und eine dorso-ventrale Aufnahme im vertikalen oder horizontalen Strahlengang. Bei flachen Fischen wie dem Diskusfisch oder Rochen wird nur eine Ebene angefertigt, da die zweite Ebene keine verwertbaren Ergebnisse liefert (NEUHAUS et al., 2008). So werden vom scheibenförmigen „Diskus-Typ“ latero-laterale und vom „Plattfisch-Typ“ dorso-ventrale Aufnahmen angefertigt. Als Lagerungshilfe können Plastikbeutel eingesetzt werden (WOLTER und

MUTSCHMANN, 2014). Die Darstellung ohne Kontrastmittelgabe eignet sich vor allem zur Darstellung des Skelettsystems und der Schwimmblase, der Gastrointestinaltrakt ist aufgrund seines geringen Kontrastes nur schwer differenzierbar (NEUHAUS et al., 2008). Aufgrund der fehlenden Ausbildung einer Markhöhle lassen sich beim Fisch Kompakta und Spongiosa nicht voneinander abgrenzen (NEUHAUS et al., 2008). Eine Herausforderung bei der Beurteilung von Röntgenaufnahmen bilden die zahlreichen speziesspezifischen Unterschiede zwischen den verschiedenen Zierfischen (LOVE und LEWBART, 1997). Die Schwimmblase ist physiologisch als deutliche Aufhellung zu erkennen. Bei *Cypriniden* ist sie beispielsweise zweigeteilt, mit Ausnahme des Teleskopaugengoldfisches, der eine einkammerige Schwimmblase besitzt (NEUHAUS et al., 2008). Sie ist auf Größe, Füllungszustand, Lage und Wandstärke zu beurteilen (NEUHAUS et al., 2008). Statholithen im Innenohr sind als hochgradig röntgendichte Verschattung im Bereich des Kopfes erkennbar (NEUHAUS et al., 2008).

## 2.3 Fischart und Haltungsansprüche

Die Fischart ist im Rahmen der Anamnese möglichst genau zu erfragen bzw. zu bestimmen. Die geographische Herkunft der Fische verrät bereits wichtige Anhaltspunkte für eine artgerechte Haltung. So hängen die für eine Fischart benötigten Wasserparameter von der Beschaffenheit des Wassers in den Herkunftsgebieten ab (ANDREWS et al., 1990; HOFFMANN und KÖLLE, 1997). Von Bedeutung diesbezüglich sind unter anderem Temperatur, pH, Gesamthärte, Karbonathärte, Salzgehalt sowie verwendete Einrichtungsgegenstände wie Kalkgestein, Wurzeln, Pflanzen, die ebenfalls großen Einfluss auf vorherrschende Wasserwerte haben.

Die überwiegende Mehrheit der in Aquarien gehaltenen Zierfische stammt nach wie vor aus dem Süßwasser (LIVENGOD und CHAPMAN, 2011), trotzdem die Meerwasseraquaristik sich zunehmend größerer Beliebtheit erfreut (STORCH und WELSCH, 2009; LIVENGOD und CHAPMAN, 2011; LEAL et al., 2015). Der Anteil an Meerwasseraquaristik wird auf etwa 6% geschätzt (KIDD und KIDD, 1999). Der weitaus größte Teil der gehaltenen Süßwasserzierfischen stammt aus Mittel- und Südamerika, Ost- und Westafrika (u.a. Viktoriasee, Malawisee, Tanganjikasee) und Südostasien (LIVENGOD und CHAPMAN, 2011; WOLTER und MUTSCHMANN, 2014). Die Zierfische aus diesen Regionen unterscheiden sich in Bezug auf ihre Haltungsansprüche in hohem Maße voneinander (WOLTER und MUTSCHMANN, 2014).

Die beliebtesten und verbreitetsten Süßwasserziefische, die in Aquarien und Teichen gehalten werden, gehören zur Teilklasse der Teleostei, den echten Knochenfischen. Ein großer Teil lässt sich in die folgenden Gruppen einteilen, wobei zu beachten ist, dass es sich hierbei nicht um die systematische Einteilung handelt, sondern um die in der Aquaristik- und Zierfischliteratur Übliche (KAHL et al., 2013) :

#### **Buntbarsche (*Chichlidae*):**

Die Familie der Buntbarsche, auch Cichliden genannt, bildet eine der größten Familien unter den Süßwasserfischen. Die in der Aquaristik beliebtesten Vertreter dieser Familie stammen aus Mittel- bis Südamerika, sowie aus den großen Seen des ostafrikanischen Grabens Malawisee, Tanganjikasee und Victoriasee. Bekannte Vertreter aus Mittel- und Südamerika sind beispielsweise Skalare, Diskusfische und Zwergbuntbarsche der Gattung *Apistogramma*. Bei vielen Buntbarschen muss beachtet werden, dass sie ein ausgeprägtes Territorialverhalten haben, so dass es zu Revierverteidigungskämpfen und Beißereien mitunter mit Todesfolge kommen kann. Diesem Verhalten muss Rechnung getragen werden, indem auf eine der Art entsprechenden Gruppenzusammensetzung geachtet wird und den Tieren ausreichend geräumige Aquarien mit vielen Versteckmöglichkeiten angeboten werden. Neben ihrer Farbenprächtigkeit und Intelligenz ist es auch das Brutpflegeverhalten vieler Arten, was sie für Aquarianer interessant macht (FRANCIS-FLOYD, 2003).

#### **Eierlegende Zahnkarpfen:**

Eierlegenden Zahnkarpfen, die auch als Killifische bekannt sind, sind Warmwasserfische, die auf sämtlichen Kontinenten mit Ausnahme Australiens vorkommen. Besonders tropische Arten aus Afrika und Amerika sind aufgrund ihrer Farbenpracht in der Aquaristik beliebt. Zu den beliebtesten Killifischen gehören beispielsweise Prachtkärpflinge, Fächerfische und Leuchtaugenfische. Die Haltung dieser meist recht kurzlebigen Arten gilt als eher anspruchsvoll (FRANCIS-FLOYD, 2003). Viele Arten sind innerartlich unverträglich und zeigen sich in nicht ausreichend großen Gesellschaftsaquarien auch anderen Arten gegenüber aggressiv.

#### **Karpfenfische (*Cyprinidae*):**

Die Familie der Karpfenfische ist die artenreichste Familie unter den Knochenfischen. Charakteristische anatomische Merkmale der Cypriniden sind der zahnlose Kiefer, der fehlende Magen und die mehrkammerige Schwimmblase. Viele Karpfenfische sind Schwarmfische, weshalb sie auch im Aquarium bzw. im Teich in Gruppen gehalten werden sollten (KAHL et al., 2013). Bärblinge, Barben, Fransenlipper wie der

Feuerschwanz, Goldorfe, Koi und Goldfisch sind beliebte Zierfische, die zu den Cypriniden gehören.

#### **Kugelfische (*Tetraodontidae*):**

Die meisten Arten aus der Familie der Kugelfische sind Salzwasser- und Brackwasserbewohner, nur wenige zählen als Süßwasserkugelfische (KAHL et al., 2013). Viele Arten sind revierbildend und gegenüber Beifischen unverträglich, so dass eine Einzelhaltung notwendig sein kann (KAHL et al., 2013).

#### **Labyrinthfische:**

Die Unterordnung der Labyrinthfische verdankt ihren Namen dem Labyrinthorgan, welches sie befähigt, atmosphärischen Sauerstoff zu atmen. Dies ermöglicht den Labyrinthfischen das Bewohnen von warmen und sauerstoffarmen Gewässern (KAHL et al., 2013). Sie stammen aus Südostasien, Ostasien und Afrika. Fadenfische, Kampffische, Guramis und Makropoden gehören den Labyrinthfischen an und stellen beliebte Zierfische dar.

#### **Lebendgebärende Zahnkarpfen (*Poeciliinae*):**

Aus der Unterfamilie der lebendgebärenden Zahnkarpfen stammen die am häufigsten gehaltenen und beliebtesten Aquarienfische (KAHL et al., 2013). Ursprünglich stammen die Lebendgebärenden Zahnkarpfen aus Mittel- und Südamerika, doch aufgrund ihres Einsatzes als Moskitobekämpfer findet man sie mittlerweile in nahezu allen tropischen und subtropischen Regionen (KAHL et al., 2013). Guppys, Platys, Schwertträger und Hochlandkärpflinge gehören zu den Lebendgebärenden. Namensgebendes Merkmal dieser Gruppe ist die Ovoviviparie. Die Afterflosse der männlichen Tiere ist zu einer Begattungsflosse, Gonopodium genannt, umgewandelt. Lebendgebärende sind in der Regel friedliche und aktive Fische, die oft ideale Zierfische für Einsteiger darstellen (FRANCIS-FLOYD, 2003). Auch ihre Ausdauer und Anpassungsfähigkeit sind als Gründe zu nennen (KAHL et al., 2013).

#### **Regenbogenfische (*Melanotaeniidae*):**

Vertreter aus der Familie der Regenbogenfische kommen in stehenden und fließenden Süßgewässern Australiens, Neuguineas und einigen vorgelagerten Inseln vor (KAHL et al., 2013). Er erfreut sich in der Aquaristik als Schwarmfisch zunehmender Beliebtheit (KAHL et al., 2013).

**Salmmler (*Characiformes*):**

Vertreter aus der Gruppe der Salmmler besiedeln tropische Seen und Flüsse Mittel- und Südamerikas sowie Afrikas mit Ausnahme nordwestlicher und südlicher Regionen (KAHL et al., 2013). Salmmler gehören aufgrund der Farbenprächtigkeit und geringen Körpergröße vieler Arten seit Jahrzehnten zu den am meist verkauften Zierfischen (KAHL et al., 2013). Zu ihnen gehören beispielsweise Neonsalmmler, Roter Neon, Blutsalmmler, Trauermantelsalmmler, Marmorierter Beilbauchfisch, aber auch groß werdende Arten wie der Rote Prianha.

**Schmerlen (*Cobitoidea*):**

Schmerlen sind beheimatet in Süßwasserseen und -flüssen Europas und Asiens. Die meisten Arten dieser Überfamilie besitzen Barteln und ein unterständiges Maul, mit dem sie sich am Untergrund festhalten können. Zu ihnen gehören beispielsweise die beliebte und bis zu 30 cm groß werdende Clown-Prachtschmerle sowie die schlangenförmigen Dornaugen. Einige Gattungen besitzen einen aufrichtbaren Suborbitaldorn, u.a. die Gattung *Botia* zu der auch die Clown-Prachtschmerle gehört, mit dem sie sich leicht in Netzen verfangen können. Dies muss beim Fangen berücksichtigt werden, da es so leicht zu Verletzungen am Tier kommen kann.

**Welse:**

Besonders Harnisch-, Panzer- und Schwielenwelse gehören zu beliebten Aquarienfischen. Harnischwelse bewohnen Mittel- und Südamerika, wohingegen Panzer- und Schwielenwelse nur in Südamerika vorkommen (KAHL et al., 2013). Die Körper vieler Harnisch-, Panzer- und Schwielenwelse sind charakteristisch von Knochenplatten bedeckt. Viele Arten verfügen über die Fähigkeit, über ihren Darm atmosphärischen Sauerstoff zu atmen. Ein Luftschlucken an der Wasseroberfläche kann daher bei ihnen nicht primär als Anzeichen einer Dyspnoe gedeutet werden. Bekannte Vertreter tropischer Welse in der Aquaristik sind beispielsweise Metall-, Panda- oder Sterbaipanzerwels, Segelschilderwels, Elfenwels, Zebraharnischwels, blauer Antennenwels oder roter Hexenwels.

Möchte man verschiedene Fische miteinander vergesellschaften, so ist es wichtig, auf die verschiedenen Ansprüche an Wasserparameter und Einrichtung zu achten sowie auf die Verträglichkeit der Arten und Individuen untereinander (BIFFAR, 1993; HOFFMANN und KÖLLE, 1997; ANONYM, 1998; WOLTER und MUTSCHMANN, 2014).

Basierend auf den von den Fischen benötigten Wasserparametern lassen sich etwas vereinfacht die folgenden Gruppen zusammenfassen, wobei die Toleranz innerhalb und außerhalb dieser Bereiche von Art zu Art verschieden sein kann :

- weiches Wasser (2-8 °dGH) mit leicht sauren bis neutralen pH-Wert (5-7):  
Fische aus Südostasien, Südamerika, Westafrika
- weiches Wasser (4-5 °dGH ) mit leicht alkalischem pH-Wert (8): Fische  
aus dem Malawisee
- mittlere Gesamthärte (7-11 °dGH) mit alkalischem pH-Wert (7,8-9): Fische  
aus dem Tanganjikasee

## 2.4 Bestimmung von praxisrelevanten Wasserparametern

Die Gesunderhaltung von Fischen hängt entscheidend von der Wasserqualität ab, welche durch physikalische und chemische Parameter charakterisiert wird (HOFFMANN und KÖLLE, 1997). Besondere Beachtung finden pH-Wert, Temperatur sowie toxische Stickstoffmetaboliten des Proteinabbaus (ETSCHEIDT, 2003). Als toxische Stickstoffmetaboliten des Proteinabbaus gelten Ammoniak ( $\text{NH}_3$ ) und Nitrit ( $\text{NO}_2^-$ ). Diese wirken sich bereits in niedrigen Dosen negativ auf die Gesundheit von Fischen aus (ETSCHEIDT, 2003).

Die üblichen Wassertests bestimmen die Gesamtammoniumkonzentration („TAN“, engl.: total ammonia nitrogen) von Ammonium ( $\text{NH}_4^+$ ) und Ammoniak ( $\text{NH}_3$ ) (KLINGER und FRANCIS-FLOYD, 2010). Ammoniak hat gegenüber Ammonium eine ungefähr 100-fach höhere Toxizität auf Fische (KLINGER und FRANCIS-FLOYD, 2010). Bei einer Belastung durch erhöhte Ammoniakkonzentrationen sind Kiemenschäden die Folge. Zur Bestimmung des Ammoniakanteils ist es notwendig, ebenfalls den pH-Wert zu messen. Dem liegt zugrunde, dass Ammonium und Ammoniak ein Dissoziationsgleichgewicht bilden, welches vom pH-Wert und der Wassertemperatur abhängig ist (HOFFMANN und KÖLLE, 1997; ETSCHIEDT, 2003):



Die Ammoniakkonzentration steigt mit zunehmendem pH-Wert und steigender Temperatur. Sie ist rechnerisch aus dem Gesamtammoniumwert durch Multiplikation

eines Umrechnungsfaktors zu ermitteln:  $\text{TAN (mg/l)} \times \text{Umrechnungsfaktor} = \text{NH}_3 \text{ (mg/l)}$  (EMERSON et al., 1975). Tabelle 2 liefert eine Zusammenstellung von Umrechnungsfaktoren für die Ammoniak-Berechnung von Wasserproben mit einem pH-Wert zwischen 5,6-8,4 und einer Wassertemperatur von 18-32°C. Kommerziell erhältlichen Wassertests liegen in der Regel Tabellen bei, in welchen gerundete Ammoniakwerte in Abhängigkeit vom pH-Wert abgelesen werden können.

Liegt toxisches  $\text{NH}_3$  vor, kann dies zu akuten und chronischen Intoxikationen führen (SCHÄPERCLAUS, 1990). Ein Ammoniakwert von 0,05 mg/l schadet bereits der Fischgesundheit, übersteigt der Wert 2,0 mg/l ist ein Fischsterben die Folge (FRANCIS-FLOYD et al., 2010). Doch auch ein erhöhter Ammoniumwert kann dem Fisch schaden: durch eine steigende Ammoniumkonzentration des Wassers steigt die Ammoniumkonzentration des Blutes, da der Fisch nicht in der Lage ist, ausreichend Ammonium über die Kiemen abzuatmen. Die daraus resultierende Azidose bewirkt eine Steigerung des Blutammoniaks und der Fisch erleidet eine innere Ammoniakintoxikation (UNTERGASSER, 2006). Der Gesamtammoniumwert sollte daher möglichst dauerhaft im nicht messbaren Bereich liegen (LECHLEITER & KOKOSCHA, 2014). Auch der Nitritwert ist optimaler Weise nicht nachweisbar (HOFFMANN und KÖLLE, 1997). Bereits ein länger andauernder Wert von 0,05 mg/l schadet der Gesundheit von Fischen (UNTERGASSER, 2006). Die wichtigsten Wasserparameter sollten möglichst engmaschig überwacht werden und sind beim Auftreten von Todesfällen im Fischbestand sofort zu überprüfen (SHERRILL et al., 2009).



pH	°C	18	20	22	24	26	28	30	32
5,6		0,0001	0,0002	0,0002	0,0002	0,0002	0,0003	0,0003	0,0004
5,8		0,0002	0,0003	0,0003	0,0003	0,0004	0,0004	0,0005	0,0006
6,0		0,0003	0,0004	0,0005	0,0005	0,0006	0,0007	0,0008	0,0009
6,2		0,0005	0,0006	0,0007	0,0008	0,0010	0,0011	0,0013	0,0015
6,4		0,0009	0,0010	0,0012	0,0013	0,0015	0,0018	0,0020	0,0023
6,6		0,0014	0,0016	0,0018	0,0021	0,0024	0,0028	0,0032	0,0037
6,8		0,0022	0,0025	0,0029	0,0033	0,0038	0,0044	0,0051	0,0058
7,0		0,0034	0,0039	0,0046	0,0052	0,0060	0,0069	0,0080	0,0093
7,2		0,0054	0,0063	0,0072	0,0083	0,0096	0,0110	0,0126	0,0150
7,4		0,0085	0,0098	0,0114	0,0131	0,0150	0,0173	0,0198	0,0236
7,6		0,0134	0,0155	0,0179	0,0206	0,0236	0,0271	0,0310	0,0369
7,8		0,0211	0,0244	0,0281	0,0322	0,0370	0,0423	0,0482	0,0572
8,0		0,0330	0,0361	0,0438	0,0502	0,0574	0,0654	0,0743	0,0877
8,2		0,0514	0,0590	0,0676	0,0772	0,0880	0,0998	0,1124	0,1322
8,4		0,0790	0,0904	0,1031	0,1171	0,1326	0,1495	0,1678	0,1948

Tabelle 2: Umrechnungsfaktoren in Abhängigkeit von pH und Wassertemperatur, für die Berechnung des Ammoniakanteils am Gesamtammonium (TAN) nach der Formel:  $\text{TAN (mg/l)} \times \text{Umrechnungsfaktor} = \text{NH}_3 \text{ (mg/l)}$ . Berechnet aus Daten von: (EMERSON et al., 1975)

Voraussetzung für eine aussagekräftige Untersuchung des Wassers ist die richtige Probenentnahmetechnik (SCHÄPERCLAUS, 1990). Zur Analyse einer Wasserprobe muss zwingend eine separate Wasserprobe untersucht werden, da eine Untersuchung des Wassers des Transportbehältnisses des Tieres nicht repräsentativ für das Haltungssystem ist (FRANCIS-FLOYD, 2003; KLINGER und FRANCIS-FLOYD, 2010). Es ist zu erwarten, dass bedingt durch Atmung und Ausscheidungen der pH des Wasser sinken und der Ammoniakwert steigen wird (KLINGER und FRANCIS-FLOYD, 2010). Die Probe muss mittels eines dicht verschließbaren Gefäßes gewonnen werden, es eignen sich beispielsweise gut gereinigte Einmachgläser oder Flaschen. Diese werden mit dem zu testenden Wasser mehrmals ausgespült und unter Wasser ohne Luft einschüsse verschlossen (SCHÄPERCLAUS, 1990; UNTERGASSER, 2006; LECHLEITER und KOKOSCHA, 2014). Die Untersuchung des Wassers sollte möglichst zeitnah stattfinden (SCHÄPERCLAUS, 1990; NOGA, 2011). So werden Veränderungen der Werte durch die Lagerung vermieden. Werden Fische auffällig, so gilt es unbedingt zu beachten, dass eine Wasserprobe genommen wird, bevor ein Wasserwechsel durchgeführt wird (KLINGER und FRANCIS-FLOYD, 2010).

Zur Untersuchung des Wassers stehen dem Untersucher verschiedene Methoden zur Verfügung. Zahlreiche Firmen bieten kolorimetrische Fertigtests an, welche durch enthaltene Reagenzien Farbreaktionen auslösen (POHLING, 2015). Die Konzentrationsbestimmung erfolgt anschließend durch einen Vergleich mit einer Farbskala. Handelsübliche Tropfentests haben sich aufgrund ihrer geringen Kosten und der Anwenderfreundlichkeit in der Aquaristik durchgesetzt. Ihre Genauigkeit gilt für den Einsatz in der Aquaristik als ausreichend (LECHLEITER und KOKOSCHA, 2014). Die photometrische Messung mittels Küvettentest basiert ebenfalls auf Farbreaktionen, die jedoch mittels eines Photometers gemessen werden. Sie liefert unter den verschiedenen Methoden die genauesten Ergebnisse (LECHLEITER und KOKOSCHA, 2014). Die photometrische Messung gilt aufgrund ihrer Genauigkeit und Reproduzierbarkeit als Standardmethode, ist jedoch nicht notwendig für die klinische Diagnostik (NOGA, 2011). Einige Wasserwerte wie pH-Wert und Leitwert können mit Hilfe elektronischer Messgeräte gemessen werden. Vorteil dieser elektrometrischen Methode ist die schnelle und genaue Messung (NOGA, 2011). Zudem bieten elektronische Messgeräte die Einsatzmöglichkeit als Dauermessung (LECHLEITER und KOKOSCHA, 2014). Unterliegen die Messgeräte keiner regelmäßigen Kalibrierung, kann es zu fehlerhaften Messeergebnissen kommen (NOGA, 2011). Aufgrund mangelnder Genauigkeit sind Streifentests (Indikatorpapier) nicht für eine genaue Bestimmung von Wasserwerten geeignet (LECHLEITER und KOKOSCHA, 2014).

## 2.5 E-Learning und Web-basiertes Lernen

Unter E-Learning versteht man das Lehren und Lernen mit Hilfe verschiedener elektronischer Medien (REY, 2009). Als Synonyme werden beispielsweise E-Lernen, computergestütztes Lernen, computer-based Training oder multimediales Lernen verwendet. Der Umgang mit digitalen Medien wird zunehmend selbstverständlicher und so steigt auch der Einsatz digitaler Medien beim Lernen und Lehren (KERRES, 2013). Auch an Universitäten erlangt das E-Learning neben den traditionellen Lehrangeboten eine zunehmende Bedeutung (REY, 2009). In der Tiermedizin findet im deutschsprachigen Raum der Unterricht traditionell in Vorlesungen, Präsenzterminen und praktischen Übungen statt (KOCH et al., 2010). E-Learning stellt in der Tiermedizin eine relativ neue Art der Didaktik dar (KOCH et al., 2010).

Beim E-Learning handelt es sich um ein selbstgesteuertes Lernen (KERRES, 2013).

Zeit, Ort, Lerngeschwindigkeit und Lernstil werden dabei vom Lernenden selbst bestimmt (ERPENBECK et al., 2015). Die Varianten des mediengestützten Lernens sind vielfältig. Es reicht vom einfachen Bereitstellen von digitalisierten Vorlesungsunterlagen in Web-Content-Management-Systemen bis hin zu aufwendigen Computersimulationen, die es ermöglichen, komplexe technische Systeme zu erlernen. Lernprogramme, die Lerninhalte mithilfe von Computeranwendungen vermitteln, Videokonferenzen, mit denen Lehrende zeitgleich an verschiedenen Orten an Veranstaltungen teilnehmen, betreute Online-Lehrgänge und digitale Lernspiele sind weitere aktuelle und häufig anzutreffende Beispiele für E-Learning.

Lernprogramme unterscheidet man in Computerbasierte („computer based training“, CBT) und Internetbasierte Lernprogramme („web based training“, WBT) (KERRES, 2013). Unter „Computer based training“ versteht man eine interaktive Lernsoftware, die lokal auf dem Computer durchgeführt wird. Die Benutzung der Software ist dadurch unabhängig von einer dauerhaften Internetverbindung. Das Programm wird meist in Form DVDs, CD-ROMs oder als Download angeboten (SCHUSTER und GAGRICA, 2014). „Web based trainings“, die als eine Weiterentwicklung von Computerbasierten Lernprogrammen zu sehen sind, werden hingegen interaktiv im Internet bearbeitet.

Charakteristische Eigenschaften des selbstbestimmten Lernens mit Lernprogrammen sind: Zeit, Ort und Dauer der Benutzung sowie die Lerninhalte und das Lerntempo kann der Lernende selbst bestimmen, die Materialien und Übungsaufgaben können beliebig wiederholt werden und Lernfortschritte können mittels Tests überprüft werden (KERRES, 2013).

Einige interaktive E-Lernprogramme konnten im Bereich der „Exotenmedizin“ bereits in Lehre und Weiterbildung etabliert werden, wie beispielsweise Lernprogramme über den Ablauf einer ophthalmologischen Untersuchung des Vogelauges (BOHNET, 2007) sowie eine morphologische und ätiologische Zusammenstellung der Augenerkrankungen der Ziervögel (AMMON, 2013). Auch internetbasierte und ATF-zertifizierte Fortbildungsreihen werden zunehmend angeboten, beispielsweise über Reptilien und Spinnen in der Kleintierpraxis (MUTSCHMANN und MATHES, 2014), praxisrelevante Parasiten bei Reptilien, Amphibien und Fischen (MUTSCHMANN, 2014), Besonderheiten der Labordiagnostik bei Reptilien (ALTHERR, 2015) und Notfälle bei Heimtieren, Reptilien und Papageien (PEES et al., 2016).

## 2.6 Die Multiple-Choice Methode

Unter Multiple-Choice (MC), wörtlich Mehrfachauswahl, versteht man eine Fragetechnik, bei der zu einer Frage eine Auswahl an Antworten vorgegeben wird, von der eine (Single-Choice, 1 aus n) oder mehrere (Multiple-Choice, x aus n) Antwortmöglichkeiten als richtig zu werten sind (BERGER, 2009). Da die Antwortmöglichkeiten beim MC vorgegeben sind, spricht man von einem sogenannten gebundenem Antwortformat (KROHNE und HOCK, 2007), eine selected response question (DANY et al., 2008); können freie Antwortformulierungen vorgenommen werden, handelt es sich um ein offenes Antwortformat (KROHNE und HOCK, 2007), eine constructed response question (DANY et al., 2008).

Multiple-Choice-Prüfungen wurden vor über 80 Jahren an deutschen Hochschulen eingeführt (DANY et al., 2008) und sind seit vielen Jahren kaum aus der medizinischen Ausbildung wegzudenken (SMOLLE, 2008). In Deutschland wurden Examensprüfungen im Studium der Tiermedizin traditionell mündlich durchgeführt, erst in den vergangenen Jahren wurden auch schriftliche Leistungsnachweise in den Studien- und Prüfungsordnungen etabliert (EHLERS et al., 2009). Derzeit (Stand Januar 2016) sind an der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München im Vorphysikum und Physikum 7 mündliche sowie zwei schriftliche Klausuren abzulegen, wovon eine mittels der Multiple-Choice-Methode durchgeführt wird; in den Staatsexamensprüfungen finden sich 14 mündliche Prüfungen sowie 18 schriftliche Klausuren, wovon 12 mittels der Multiple-Choice Methode geprüft werden und drei in einer Kombination aus schriftlicher Prüfung (offenes Antwortformat) und MC (ANONYM, 2012).

Das Ziel von Hochschulprüfungen ist das fehlerfreie und möglichst genaue Abbilden von Fähigkeiten zu einem bestimmten Zeitpunkt in einem Stoffgebiet (DANY et al., 2008). Die Auswahl der Form des Leistungsnachweises ist davon abhängig zu machen, welche Kompetenzen in der jeweiligen Prüfung nachgewiesen werden sollen (ANONYM, 2007). So beurteilt beispielsweise das OSCE-Verfahren, welches an der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München derzeit (Stand 2016) beispielsweise in der Propädeutik Teilprüfung II im 6. FS Anwendung findet, theoretisches Wissen sowie die Ausführung klinisch-praktischer Tätigkeiten. MC-Prüfungen hingegen werden eingesetzt, um deskriptives Wissen (Faktenwissen) und elaboriertes Wissen (Wissen durch erweitern und verknüpfen) zu überprüfen (EHLERS et al., 2009).

Eine MC-Frage ist prinzipiell aufgebaut aus einem Fragestamm und den Antwortoptionen, sog. Alternativen, wobei neben der richtigen Antwort Distraktoren zum Einsatz kommen, welche die Funktion der Ablenkung von der richtigen Antwort haben (BRÜSTLE, 2011). Die richtige Antwort kann sich vom Distraktor dahingehend unterscheiden, dass die zutreffende Antwort wahr ist und die Distraktoren falsch (*true answer form*), oder aber die richtige Antwort ist die beste Auswahl unter den Alternativen und die Distraktoren können zumindest teilweise richtig sein (*best answer form*) (JACOBS, 2000). Der Fragenstamm kann eine sog. Vignette enthalten, beispielsweise einen klinischen Fall, zusätzlich zur eigentlichen Frage (BRÜSTLE, 2011). Im wesentlichen werden zwei Formen von Fragenstämmen unterschieden (JACOBS, 2000): der Aufgabenstamm wird als Frage formuliert, die Alternativen bilden Antworten auf die Frage, oder der Aufgabenstamm bildet einen unvollständigen Satz, der durch die Alternativen vervollständigt wird.

Forschung und Weiterentwicklungen in der Prüfungsmethodik und -didaktik haben mittlerweile zu einer sehr großen Vielfalt an MC-Varianten geführt (SMOLLE, 2008), so dass im Rahmen dieser Arbeit lediglich eine vereinfachte Zusammenfassung der Fragetypen gegeben werden kann:

- Typ A (Wahl einer best-möglichen Antwort)  
Wird auch Typ Apos genannt. Aus vorgegebenen Antwortmöglichkeiten muss die best-mögliche Antwort ausgewählt werden. Eine Abwandlung ist Typ Aneg, bei der eine negative Frage formuliert wird. Aus didaktischen Gründen sollten Fragen vom Typ Aneg möglichst selten verwendet werden, beispielsweise wenn es um das Wissen wichtiger Ausnahmen geht (BRÜSTLE, 2011). Insgesamt sollte Typ A eine MC-Prüfung dominieren (BRÜSTLE, 2011).
- Typ B (Zuordnung)  
Bei einer Zuordnungsfrage sind eine Reihe von Antworten vorgegeben, die verschiedenen Fragen richtig zugeordnet werden müssen.
- PickN (Wahl einer angegebenen Zahl best-möglicher Antworten)  
Aus vorgegebenen Antwortmöglichkeiten sind mehrere best-mögliche Antwortmöglichkeiten auszuwählen, die Anzahl wird in der Aufgabenstellung angegeben

- Kprim (Vierfache Entscheidung)

Es werden vier Antwortoptionen gegeben, bei jeder Antwort muss die Entscheidung getroffen werden, ob sie zutrifft oder nicht zutrifft

Ob mit einer MC-Frage lediglich deskriptives Wissen (reproduziertes Faktenwissen) oder auch elaboriertes Wissen erfragt wird, hängt von deren Aufbau ab. Mit zunehmender Komplexität der MC-Aufgabe erweitern sich die Lernziele, die sich mittels Multiple-Choice-Abfragen überprüfen lassen: von einfacher Reproduktion (Wiedergabe von Faktenwissen), über Reorganisation (Selbstständige Verarbeitung und Anordnung des Gelernten) bis hin zu Transfer (Grundprinzipien des Gelernten werden auf neue, ähnliche Aufgabenstellungen übertragen) und problemlösendem Denken (KRÜGER, 2013). Die notwendige Komplexität der Aufgabenerstellung zur Überprüfung von Zusammenhangsverständnis gilt als ein wesentlicher Nachteil dieser Methode und verleitet oftmals dazu, mittels MC-Prüfungen lediglich Faktenwissen abzufragen (DAHMER, 2007). Kreative und handwerkliche Leistungen beispielsweise können mittels der MC-Methode nicht überprüft werden (KRÜGER, 2013). Ein Vorteil der MC-Methode gegenüber anderen Prüfmethode ist die Objektivität und die maschinelle Auswertbarkeit (DAHMER, 2007).

## III MATERIAL UND METHODEN

### 3.1 Konzept

Zielgruppe dieser Arbeit sind in erster Linie Studierende der Tiermedizin sowie Interessierte anderer Fachrichtungen, die beispielsweise im Rahmen der postgradualen Ausbildung mit Zierfischen arbeiten. Vor der Planung und der praktischen Umsetzung des Projektes wurden zunächst die Lernziele des Lernprogrammes festgelegt. Gegenstand des Kurses ist die Vermittlung von Kenntnissen für einen fachgerechten Umgang mit Zierfischen sowie für die Durchführung einer systematischen klinischen Untersuchung. Im Speziellen gehören zum Lernzielkatalog:

- Überblick über die Artenvielfalt in Aquarien gehaltener Zierfische und deren Ansprüche an die Haltung
- Transportieren von Zierfischen
- Handling von Zierfischen
- Erhebung von Befunden beim Zierfisch:
  - Erhebung einer Anamnese
  - Durchführung einer klinischen Untersuchung
  - Durchführung einer Laboruntersuchung (Gewinnung von Proben)
  - Anfertigung eines Röntgenbildes
- Wissen über die „Norm“ beim gesunden Tier und Abweichungen dieser Befunde

Basierend auf dem Lernzielkatalog wurde das Lernprogramm wie in Abb. 1 strukturiert.

An das Lernprogramm wird der Anspruch gestellt, das Wissen übersichtlich, zeitgemäß und grafisch ansprechend zu vermitteln. Ein Template wurde entworfen, bei dem großer Wert auf Übersichtlichkeit und eine einfache Handhabung gelegt wurde. Durch eingebundene Multiple-Choice-Abfragen sowie eine interaktive Mikroskopiersimulation werden Lernerfolge kontrolliert.

Nach der Erstellung eines Baumdiagramms, welches den Aufbau des Lernprogrammes zeigt (siehe Abb. 2) wurde mit der Umsetzung des endgültigen Layouts begonnen.

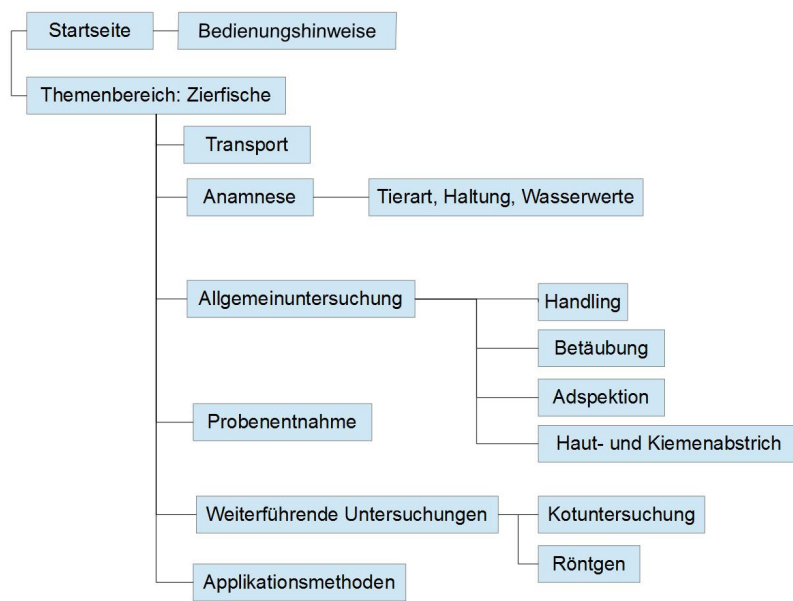


Abbildung 1: Inhalte Lernprogramm



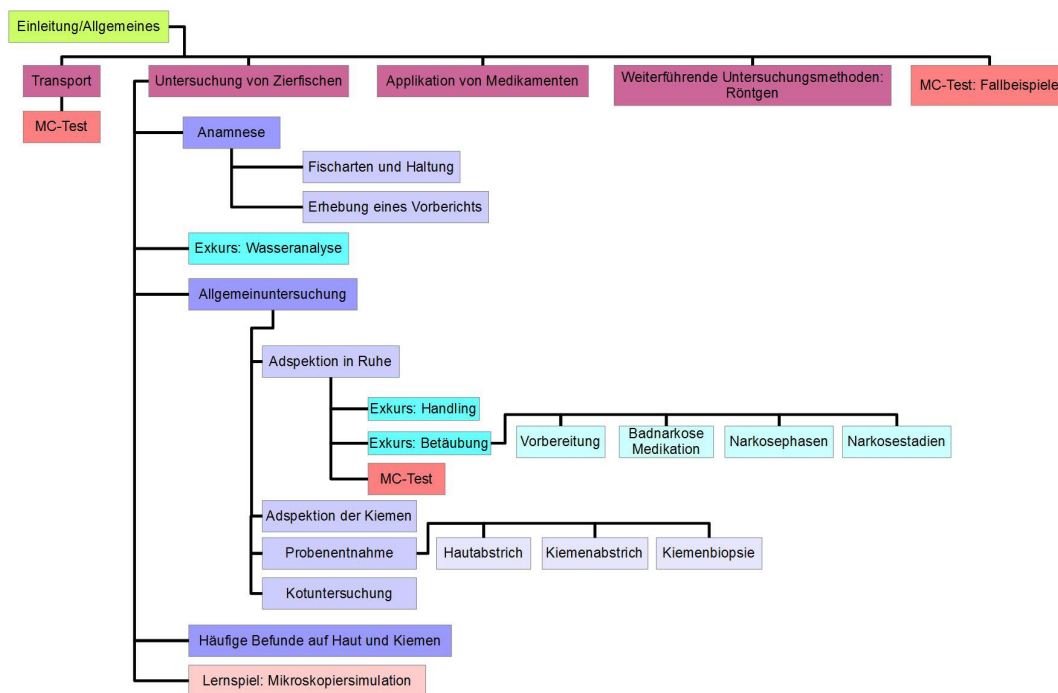


Abbildung 2: Inhaltlicher Aufbau der „Virtuellen Zierfischklinik“

### 3.2 Programmierung des Lernprogramms

Das browserbasierte Lernprogramm wurde mit der Software „Adobe Muse CC“ Version 7.3.5 des Softwareherstellers Adobe Systems (Adobe Systems Inc., San José CA/USA) erstellt. Die Software ist seit 2012 über die Adobe Creative Cloud, einem Software-as-a-Service (SaaS)-Angebot von Adobe Systems, erhältlich. Es ermöglicht dem Benutzer ohne Programmierkenntnisse standardkonforme Websites in HTML, CSS und JavaScript zu erstellen. Zum Zeitpunkt der Anfertigung lieferte das Programm die Auszeichnungssprache HTML5 und die Stylesheet-Sprache CSS3. Adobe Muse CC wurde auf einem Acer TravelMate P276-MG-7321 Notebookcomputer mit dem Betriebssystem Windows 8 Pro benutzt.

Die Erstellung der Website beginnt mit der Festlegung von Seiteneigenschaften. Die Einstellungen werden im angezeigten Dialogfeld für eine Darstellung der Inhalte als Desktop-Anwendung getroffen. Die Seitenbreite wird auf 960 Pixel gesetzt, die minimale Seitenhöhe auf 500 Pixel, die Zentrierung erfolgt horizontal. Unabhängig von

der Größe des Browserfensters bleibt das Webseitendesign in der gewünschten Größe und Position. Die Option „Auflösung“ definiert die Qualität der Elementenausgabe beim Export einer Muse-Seite. Die Einstellung „Standard“ wird getroffen. Diese Einstellungsoption optimiert Bilddateien beim Export automatisch für die Web-Darstellung auf Standard-Displays.

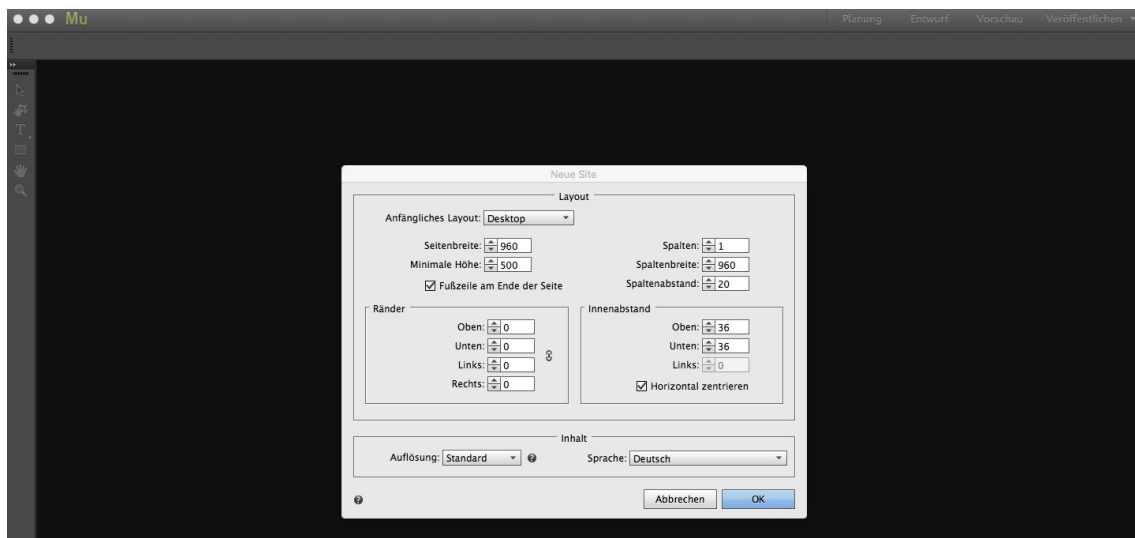


Abbildung 3: Dialogfenster "Neue Seite" beim Projektstart von Muse CC

Muse unterscheidet zwischen den Benutzeroberflächen Planung, Entwurf und Vorschau.

Im Planungsmodus lässt sich die Struktur der Seite mit Hilfe eines Baumdiagramms festlegen. Die hier erstellte Sitemap zeigt die Hierarchie der Website. Die einzelnen Kapitel des Lernprogramms befinden sich auf einer Ebene, besteht ein Kapitel aus mehreren Unterseiten, so sind diese als untergeordnete Seiten angelegt.

Grundlage einer jeden Seite bildet die sogenannte Musterseite. Die Musterseite enthält Design-Elemente, die auf sämtlichen Seiten, die auf der entsprechenden Musterseite basieren, angezeigt werden. Sich wiederholende Elemente sind beispielsweise die Hintergrundfarbe, das Navigationsmenü am oberen Seitenrand mit einstufiger Navigationsstruktur sowie die Sidebar-Navigation mit Dropdown-Funktion am linken Seitenrand. Gemeinsame Site-Elemente werden in Muse auf der Musterseite bearbeitet und so automatisch auf allen darauf basierenden Seiten geändert.

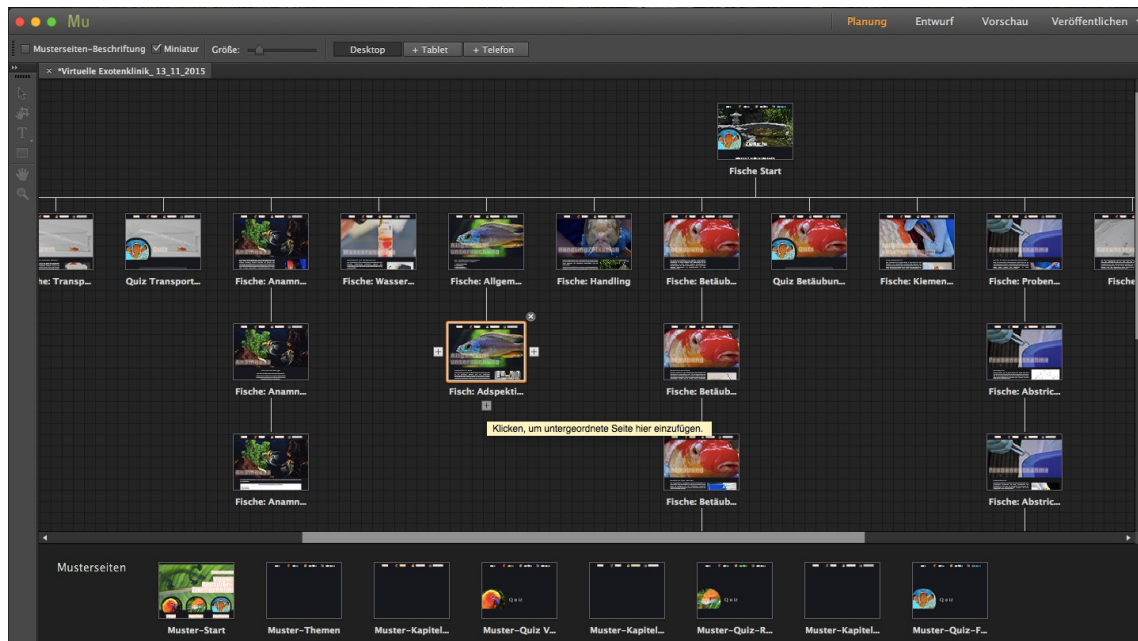


Abbildung 4: Hinzufügen von untergeordneten Seiten in der Planungsansicht

Die Bearbeitung einer Musterseite oder einer darauf basierenden Seite findet im Entwurfsmodus statt. Navigationselemente können per Drag and Drop ebenso hinzugefügt werden wie Textfelder und Bilder. Bevor die Platzierung dieser Elemente stattfand, wurde sowohl die Flächenfarbe der Seite als auch die Hintergrundfarbe für das Browserfenster, das außerhalb des Seitenbereichs angezeigt wird, auf den hexadezimalen Wert #18181E festgelegt. Für die Seitenüberschriften des Lernprogrammes wurde die Webschrift „Julius Sans One“ (SIL Open Font License, Quelle: [google.com/fonts](http://google.com/fonts)) der Muse-Bibliothek hinzugefügt. Adobe Muse fügt den Code automatisch in die erstellte Seite ein, so dass bei einem Seitenaufruf im Browser die Webschrift heruntergeladen und angezeigt wird.

Als Grundgerüst für die Erstellung des Programmiercodes für die Quizoberfläche diente eine freie Vorlage von [quizdidaktik.de](http://quizdidaktik.de). Der Javascript-Code (siehe Abb. 5) der Fragensammlung für die „Virtuelle Zierfischklinik“ wurde durch die Verfasserin der „Virtuellen Zierfischklinik“ erstellt. Sowohl die Filmsequenzen als auch die Multiple-Choice-Abfragen wurden durch das Einbetten von HTML-Code in die Musedatei integriert (siehe Abb. 6).

```

1 var fragen = [
2   {
3     question: "Welches Gefäß ist geeignet zum Transport von lebenden Fischen?",
4     answers: [
5       {text: "Faunabox", correct: false},
6       {text: "Plastikbeutel", correct: true},
7       {text: "Putzeimer", correct: false},
8       {text: "Maßkrug", correct: false}
9     ]
10  },
11  {
12    question: "Wie sollte das Transportgefäß für den Fisch befüllt werden? ",
13    answers: [
14      {text: "50% Aquarienwasser / 50% Luft", correct: false},
15      {text: "30% Leitungswasser / 70% Luft", correct: false},
16      {text: "35 % Aquarienwasser / 65% Luft", correct: true},
17      {text: "90% Aquarienwasser/ 10% Luft", correct: false}
18    ]
19  },
20  {
21    question: "Was sollte beim Transport von lebenden Fischen grundsätzlich beachtet werden?",
22    answers: [
23      {text: "Stressfrei und schnell", correct: true},
24      {text: "Futter muss angeboten werden", correct: false},
25      {text: "Temperaturschwankungen sind zu vermeiden", correct: true},
26      {text: "Zur Vermeidung von Stress sollten Gruppen transportiert werden", correct: false}
27    ]
28  },
29  {
30    question: "Welche Aussage ist falsch?",
31    answers: [
32      {text: "Die Größe des Transportgefäßes richtet sich nach der Größe des Fisches", correct: false},
33      {text: "Das richtige Verhältnis von Fisch zu Wasservolumen während des Transportes ist unabhängig vom Vorhandensein einer Sauerstoffsupplementierung", correct: true},
34      {text: "Größere Fische sind bei niedrigem DO in der Regel weniger beeinträchtigt als kleine Fische", correct: true},
35      {text: "Größere Fische sind bei niedrigem DO in der Regel mehr beeinträchtigt als kleine Fische", correct: false}
36    ]
37  },
38  {
39    question: "Warum kann eine zusätzliche Sauerstoffzufuhr während des Transportes notwendig sein?",
40    answers: [
41      {text: "Die erwartete Transportdauer ist sehr lang", correct: true},
42      {text: "Ein großer Fisch wird in wenig Wasser transportiert", correct: true},
43      {text: "Eine zusätzliche Sauerstoffzufuhr ist immer notwendig", correct: false},
44      {text: "Die Nitratkonzentration im Wasser wird durch zusätzlichen Sauerstoff gesenkt", correct: false}
45    ]
46  },
47  {
48    question: "Welche Aussage ist richtig?",
49    answers: [
50      {text: "Eine Sicherung des Transportgefäßes gegen ein Verschütten ist wichtig", correct: true},
51      {text: "Ein Transport beeinflusst die Genesung des Fisches möglicherweise negativ", correct: true},
52      {text: "Der Anspruch an die Konzentration von gelöstem Sauerstoff im Wasser ist abhängig von der Fischart", correct: true},
53      {text: "Plastikbeutel müssen eine ausreichende Stärke haben damit sie nicht von Flossen durchstoßen werden können", correct: true}
54    ]
55  }
56 ]
57 ];

```

Abbildung 5: Fragensammlung für die Multiple-Choice-Abfrage im Kapitel "Transport"

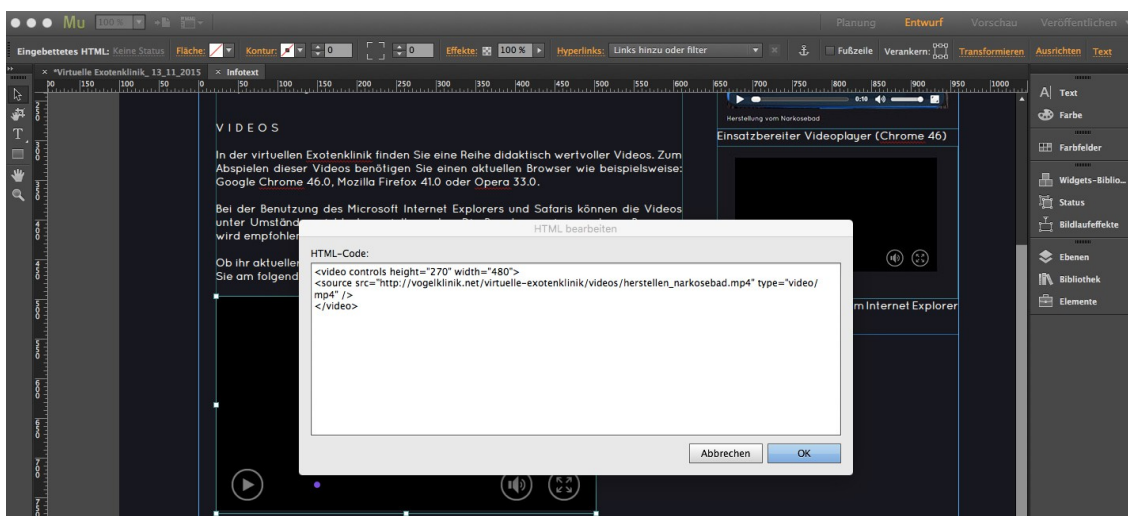


Abbildung 6: Einbetten und Bearbeiten von HTML-Code in der Entwurfsansicht

Die Programmierung der Mikroskopierversimulation wurde auf jsfiddle.net durchgeführt (Abb. 7). Hierbei handelt es sich um einen kostenfreien Online-Codeeditor, der es ebenfalls ermöglicht, den verfassten HTML-, Javascript- und CSS-Code online zu testen.

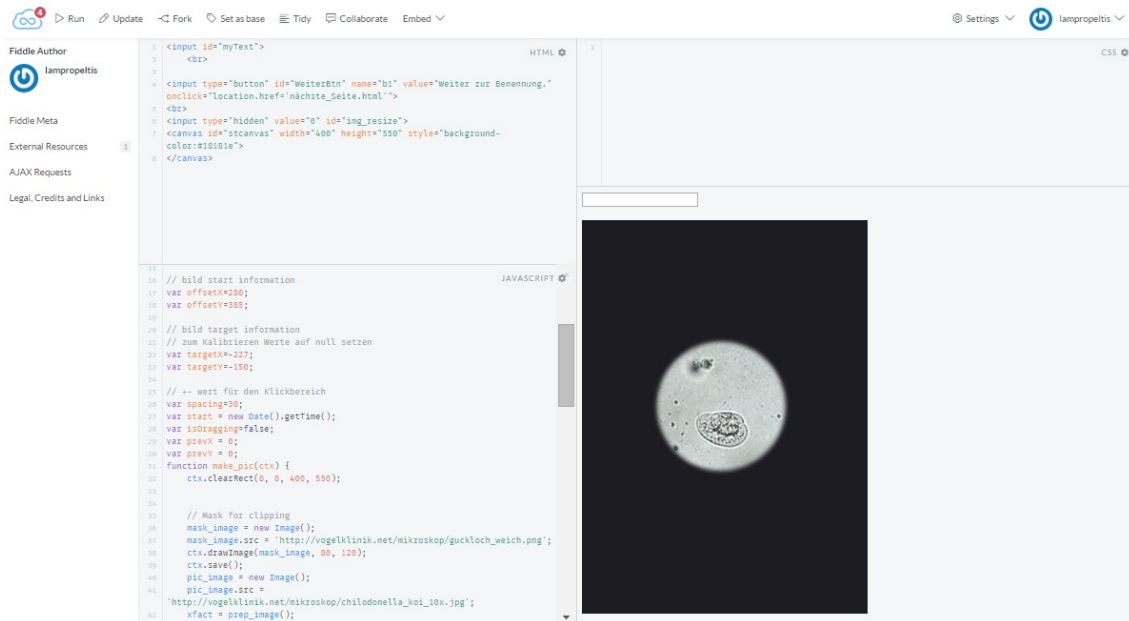


Abbildung 7: Entwicklung der Mikroskopierversimulation auf jsfiddle.net

Für das Einbetten der Mikroskopierversimulation in Muse ist es notwendig, zusätzlich zum HTML-Code den Javascript-Code einzubetten. Dies geschieht über die Option „Metadaten“ im Dialogfenster „Seiteneigenschaften“ (Abb. 8).

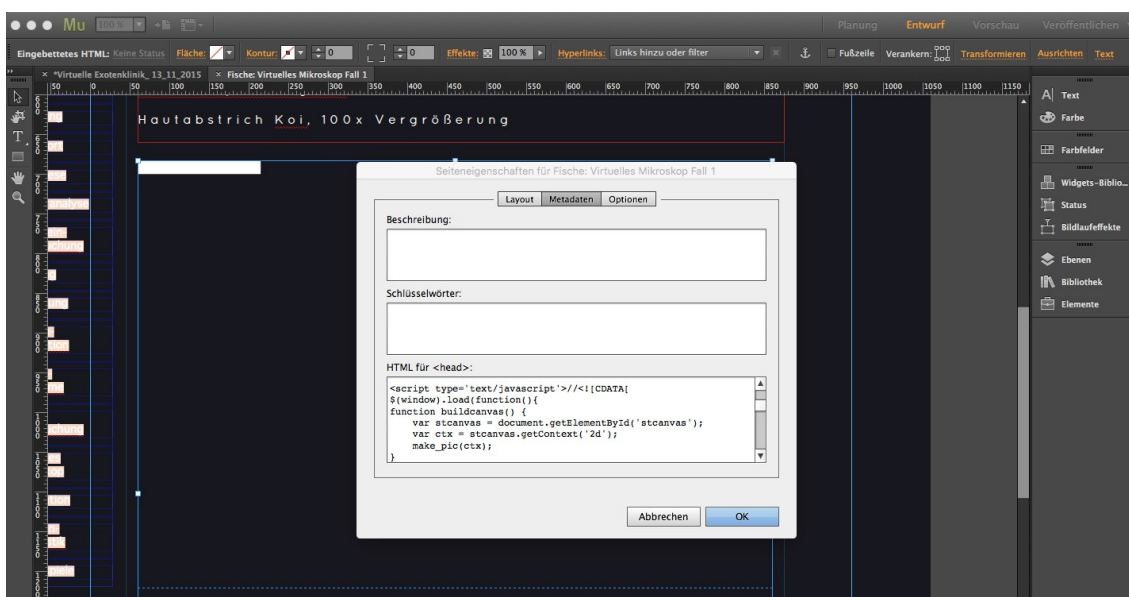


Abbildung 8: Hinzufügen und Bearbeiten von Metadaten in der Entwurfansicht

### 3.3 Anfertigung des Bild- und Videomaterials

Das Bild- und Videomaterial wurde mit den Spiegelreflexkameras Nikon D750 und Nikon D7200 angefertigt. Für vereinzelte Fotoaufnahmen, die im Praxisalltag entstanden sind, kamen weiterhin eine Nikon D3200 und eine Nikon D90 zum Einsatz. Einige Studioaufnahmen wurden mit einer Canon EOS 500D und einem Elinchrom D-Lite 2 it Studioblitz aufgenommen. Als Objektive wurden Nikon AF-S DX Nikkor 16-85 mm, Nikon AF-S DX Nikkor 18-105 mm und Canon EF 100 mm benutzt, als Makroobjektiv das Nikon AF-S Micro Nikkor 60 mm. Zirkulare Polarisationsfilter der Firma Heliopan wurden eingesetzt, um unerwünschte Reflexionen auf Wasseroberflächen und Aquarienglasscheiben zu reduzieren. Bildaufnahmen von freigestellten Zierfischen wurden vor weißen oder schwarzen Hintergründen aufgenommen (Abb. 9). Die Zierfische befanden sich hierbei in transparenten Kunststoff- oder Glasgefäßen, die möglichst frei von Kratzern sein müssen.



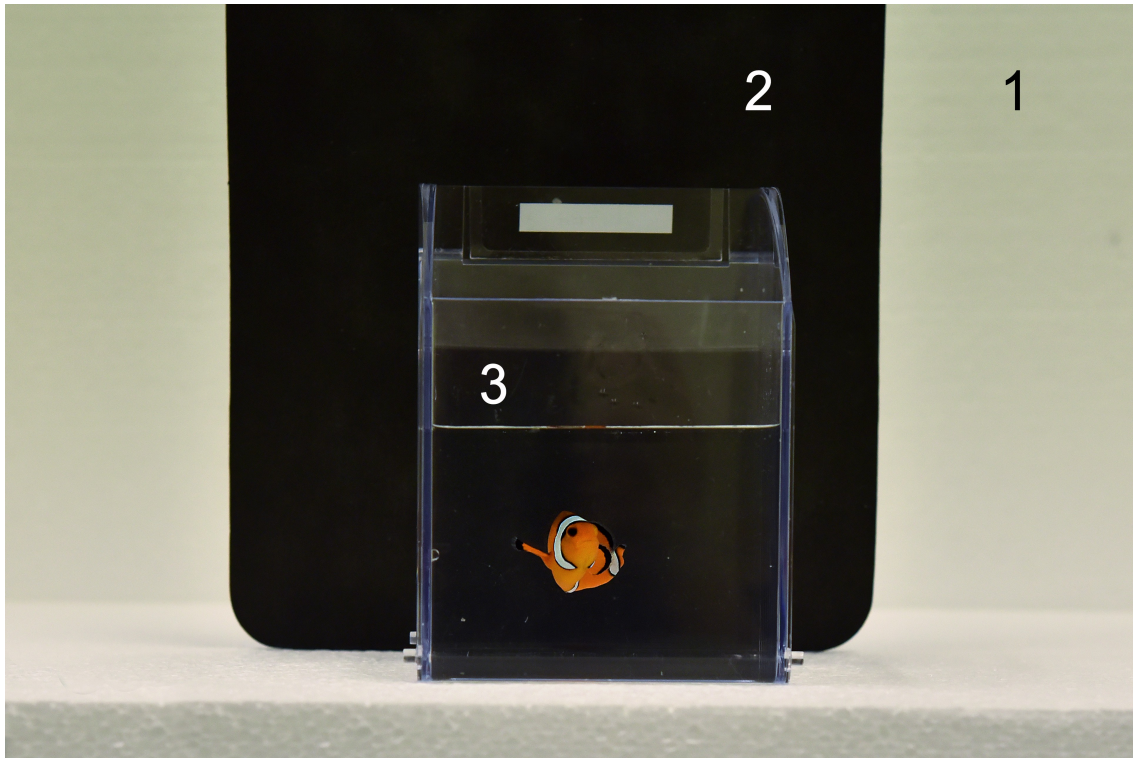


Abbildung 9: Clownfisch (*Amphiprion ocellaris*, nach: Lacépède 1802) im Fotoset zur Freistellung. Das Tier befindet sich für die Aufnahme in einem Kunststoffbehälter (3), welcher mit Wasser aus dem Haltungssystem des Tieres befüllt ist. Die Basis sowie die Rückwand bilden weiße Styroporplatten (1), fakultativ kann ein schwarzer Karton (2) hinter das Gefäß gestellt werden.

Die mikroskopischen Bildaufnahmen wurden zum überwiegenden Teil mit einer Leica DC300F auf einem Leitz Aristoplan Mikroskop (Leica Microsystems AG, Heerbrugg/CH) in der Klinik für Vögel, Reptilien, Amphibien und Zierfische aufgenommen. Mikroskopische Videosequenzen und einige Bildaufnahmen entstanden mit einem Bresser Optik LCD Mikroskop 5MP (Bresser GmbH, Rhede/D).

Die Röntgenaufnahmen wurden auf einem AGFA DX-M Digitalsystem (Agfa-Gevaert Healthcare GmbH, Peißenberg/D) erstellt. Für die Röntgenaufnahmen großer Fische diente eine AGFA CR HD 5.0 Detektorplatte, für kleine Fische mit einer Größe von weniger als 15 cm eine AGFA CR HM 5.0 Mammo.

Die Nachbearbeitung des Bildmaterials wurde mit Adobe Photoshop CS6 Extended Version 13.0 (Adobe Systems Inc., San José CA/USA) auf einem Apple MacBook Air 13 Mid 2012 mit Betriebssystem OS X El Capitan 10.11.2 (Apple Inc., Cupertino, CA/USA) durchgeführt. Im Vordergrund stand das Zuschneiden und Nachschärfen von Bildmaterial sowie das Verändern von Farbe, Helligkeit und Kontrast. Das Videomaterial wurde mit dem Programm MAGIX Video deluxe 2013 (Magix GmbH, Berlin/D) auf einem Acer TravelMate P276-MG-7321 (Acer Group, Taipeh/TW)

geschnitten und nachbearbeitet. Die Filme wurden im MP4-Dateiformat gespeichert.

### 3.4 Bereitstellung im Internet

Die Bereitstellung zur Nutzung des Lernprogrammes erfolgt im Internet. Nach Fertigstellung wird die gesamte in Adobe Muse erstellte Website exportiert und in einem Dateiordner auf der lokalen Festplatte gespeichert. Die exportierten Site-Dateien wurden mit Hilfe des freien FileZilla FTP Clients Version 3.14.1 in ein zuvor angelegtes Verzeichnis auf einem Webspacer der Klinik für Vögel, Reptilien, Amphibien und Zierfische der Ludwig-Maximilians-Universität München übertragen. Der Passwortschutz des Verzeichnisses wurde über eine integrierte Funktion des Hosting-Providers eingerichtet.

### 3.5 Bereitstellung als CD-ROM

Der Internetauftritt des Lernprogrammes wurde zusätzlich auf CD-ROM gesichert, um der Dissertationsschrift beigelegt werden zu können. Dies erfolgte mit der Freeware „HTTrack Website Copier“ Version 3.48 ([www.httrack.com](http://www.httrack.com)). Für den vereinfachten Start des Tutorials von CD-ROM wurde manuell die Datei „Tutorial starten.html“ hinzugefügt.



## IV ERGEBNISSE

### 4.1 Anfertigung des Bildmaterials

Die Fotografie von Zierfischen stellt den Fotografen vor viele Herausforderungen: reflektierende und verkratzte Aquarienscheiben, spiegelnde Wasseroberflächen auf Gartenteichen und Zuchtanlagen, schaumiges Wasser in Koiwannen, und nicht zuletzt sind die zu fotografierenden Objekte meist kleine Tiere von nur wenigen cm in nahezu ständiger Bewegung.

Trotz der heutzutage fast grenzenlosen Möglichkeit der nachträglichen digitalen Bildbearbeitung sollte ein möglichst gutes Ausgangsbildmaterial angefertigt werden. Lebende Zierfische, bei denen es im Vordergrund stand, äußerliche Auffälligkeiten darzustellen, wurden freigestellt vor weißen Hintergründen fotografiert (Abb. 10). Dies erhöht die Aufmerksamkeit des Betrachters durch das Fehlen eines möglicherweise störenden Hintergrundes. Es ist wichtig darauf zu achten, dass es sich um einen reinweißen Hintergrund handelt, der einen ausreichenden Abstand zum Behältnis, in dem sich der Fisch befindet hat. Befindet sich der Hintergrund außerhalb des Schärfebereiches des Bildes und ist er schattenfrei ausgeleuchtet, so sind nur noch geringe digitale Nachbearbeitungen für eine Freistellung notwendig. Die Verwendung eines schwarzen Hintergrundes gestaltete sich hingegen schwierig, da sämtliche Schwebepartikel im Wasser sowie kleinste Unreinheiten auf den Behältnissen sichtbar wurden. Bei den freigestellten Aufnahmen war es möglich, die Fische für kurze Zeit in möglichst kratzfreie Behältnisse mit nur geringer Tiefe umzusetzen, so dass mit einem Stativ mit manueller Fokussierung gearbeitet werden konnte.

Bei der Fotografie von Fischen durch die Scheiben eines Aquariums oder eines anderen Behältnisses stellte sich die Anwendung eines frontalen Blitzes aufgrund störender Lichtreflexionen als ungeeignet dar. Ein ausreichendes Umgebungslicht wurde in der Regel durch Tageslicht, Raum- oder Aquarienbeleuchtung erreicht.

Der Einsatz zirkularer Polarisationsfilter zeigte sich als sinnvoll, um damit unerwünschte Reflexionen auf Wasseroberflächen und Scheiben zu reduzieren (Abb. 12). Unerwünschte Blasen auf der Wasseroberfläche konnten durch die Anwendung einer 70%-Ethanollösung in Form eines Sprays beseitigt werden.

Bei vielen Aufnahmen stellten sich die Fische als bewegende Objekte dar, weshalb

eine möglichst kurze und gleichzeitig ausreichend lange Belichtungszeit gewählt wurde. Wurde die Belichtungszeit zu hoch ausgewählt, führte dies zu einem Verschwimmen der dargestellten Fische. Der Grenzwert lag bei etwa 1/60 s. Damit es bei einer kurzen Belichtungszeit nicht zur Unterbelichtung der Fische kam, musste die Blende der Kamera durch eine Verkleinerung der Blendeneinstellung  $f$  entsprechend weiter geöffnet werden, so dass mehr Licht auf den Bildsensor der Kamera fällt. Das richtige Verhältnis von Belichtungszeit und Blendenöffnung erforderte meist die Anfertigung einiger Probefotos. Aufgrund der Verwendung digitaler Spiegelreflexkameras mit sehr guten Lichtempfindlichkeiten war es möglich, Aufnahmen mit hohen ISO-Werten ohne störendes Rauschen anzufertigen.

Ein ruhiges Annähern, langsame Bewegungen sowie ein Pausieren vor dem Aquarium mitsamt der Ausrüstung tragen dazu bei, dass die Fische weniger gestresst sind, sich insgesamt ruhiger verhalten und damit ein einfacheres Fotomotiv werden.

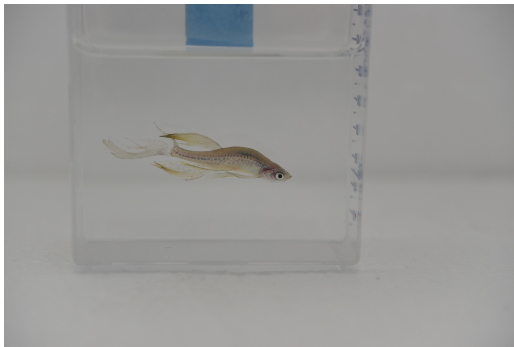


Abbildung 10: Originalaufnahme.  
Zebrabärbling (*Danio rerio*, nach:  
Hamilton, 1822): Nikon D750; 60 mm;  
1/160 Sek;  $f/2,8$ ; ISO 400



Abbildung 11: Oberes Bild aus Abbildung 10  
nach digitaler Bildbearbeitung. Bildcollage  
bestehend aus zwei Bildern



Abbildung 12: Einsatz eines Polarisationsfilters im Vergleich: links ohne, rechts mit zirkularem Polfilter

#### 4.2 Lernprogramm „Die virtuelle Zierfischklinik“

Nach Aufrufen und Einloggen mittels Benutzernamen und Kennwort gelangt der Benutzer auf die Startseite der „Virtuellen Klinik für Vögel, Reptilien und Zierfische“. Die „Virtuelle Klinik für Vögel, Reptilien und Zierfische“ ist als ein Zusammenschluss von drei voneinander unabhängigen Projekten zu verstehen: „Die virtuelle Vogelklinik“, „Die virtuelle Reptilienklinik“ und „Die virtuelle Zierfischklinik“. Zusammen bilden Sie ein Lernprogramm, welches die Propädeutikgrundlagen der drei genannten Teilbereiche anschaulich und zeitgemäß vermittelt.



Abbildung 13: Startseite der „Virtuellen Klinik für Vögel, Reptilien und Zierfische“

Auf der Startseite (Abb. 13) findet der Nutzer über den Info-Button Bedieninformationen zum Lernprogramm sowie eine Videodatei zur Überprüfung, ob der verwendete Browser das Abspielen der eingebetteten Filme unterstützt. Über die Startseite gelangt der Nutzer durch Klicken in den jeweiligen Teilbereich. Jeder Teilbereich ist in sich geschlossen. Durch das Navigationsmenü am oberen Seitenrand kann zwischen den Teilbereichen Vogel, Reptil und Zierfisch gewechselt werden (Abb. 14). Die „Virtuelle Zierfischklinik“ ist inhaltlich linear strukturiert, was es ermöglicht, die Grundlagen einer systematischen Durchführung einer klinischen Untersuchung step-by-step zu erarbeiten.





Abbildung 14: Startseite der „Virtuellen Zierfischklinik“

Nach Betreten der virtuellen Zierfischklinik gelangt man auf die Startseite der „Virtuellen Zierfischklinik“ (Abb. 14). Sowohl über den Button „Zierfische“ im Navigationsmenü (Abb. 15, roter Pfeil) als auch über den Button „Start“ im Sidebar-Menü (Abb. 15, blauer Pfeil) erreicht man von jeder beliebigen Seite der Zierfischklinik aus diesen Startpunkt.

Durch Betätigen der Pfeiltasten am unteren Bildschirmrand (Abb. 15, gelber Pfeil) kann jeweils die vor- oder zurückliegende Seite erreicht werden. Dies ermöglicht einen linearen Durchlauf aller Kapitel. Durch eine Sidebar-Navigation am linken Seitenrand (Abb. 15, blauer Pfeil) ist es dem Nutzer jedoch auch möglich, zwischen den einzelnen Kapiteln zu wechseln. Die Unterseiten werden durch Roll-Over mit dem Mauszeiger angezeigt und können ausgewählt werden (Abb. 15, grüner Pfeil). Die Dropdown-Funktion soll die Übersicht und somit die Navigation durch das Lernprogramm erleichtern. Das Betreten der virtuellen Zierfischklinik wird signalisiert durch die Farbänderung des „Zierfische“-Button im Navigationsmenü von weiß zu blau. Die Farbänderung im Sidebar-Menü zeigt nach dem selben Prinzip, in welchem Kapitel man sich zurzeit befindet.

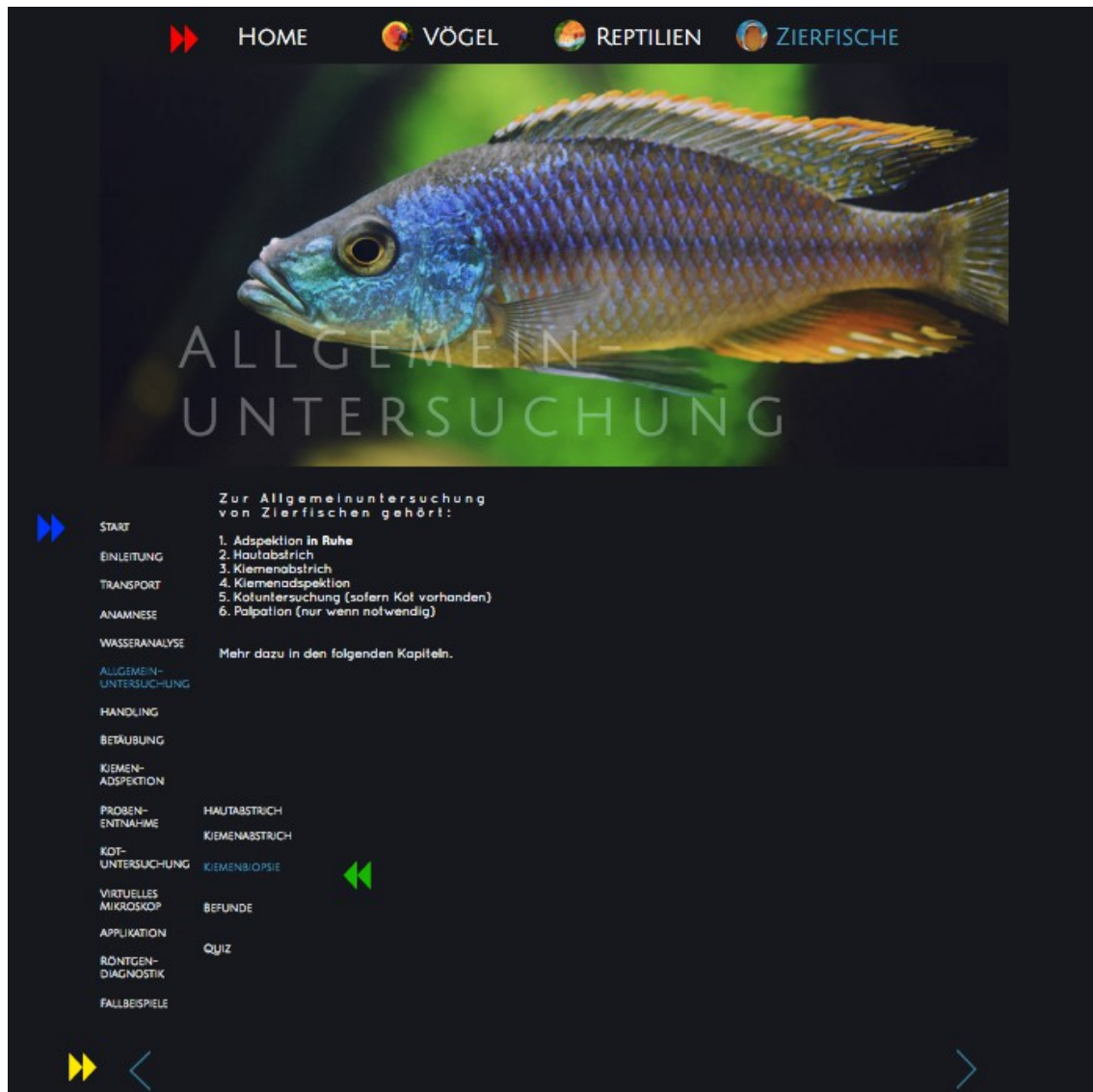


Abbildung 15: Navigationselemente. Roter Pfeil: Navigationsmenü, blauer Pfeil: Sidebar-Navigation, grüner Pfeil: Dropdown-Funktion bei Roll-Over mit dem Mauszeiger, gelber Pfeil: Vor- und Zurück-Buttons

Die Multiple-Choice-Abfragen dienen der Überprüfung von Lerninhalten. Anders als bei Prüfungsfragen üblich, sind bei den integrierten Quiz ein oder mehrere der vier Antwortmöglichkeiten richtig. Das Nutzer wird im Infotext der Startseite darauf hingewiesen. Eine Zeitbegrenzung für die Bearbeitung der Fragen existiert nicht. Der Studierende wählt eine Antwortmöglichkeit aus und überprüft die Richtigkeit durch Klicken auf den „Überprüfen“-Button. Nach der Überprüfung leuchten die richtigen Antwortmöglichkeiten grün auf. Wurde eine Antwort falsch markiert, erscheint sie rot (Abb. 16). Nach der Beantwortung aller Fragen erscheint eine Zusammenfassung, über die Richtigkeit der gegebenen Antworten. Die integrierten Lernabfragen können jederzeit vom Nutzer bearbeitet werden.

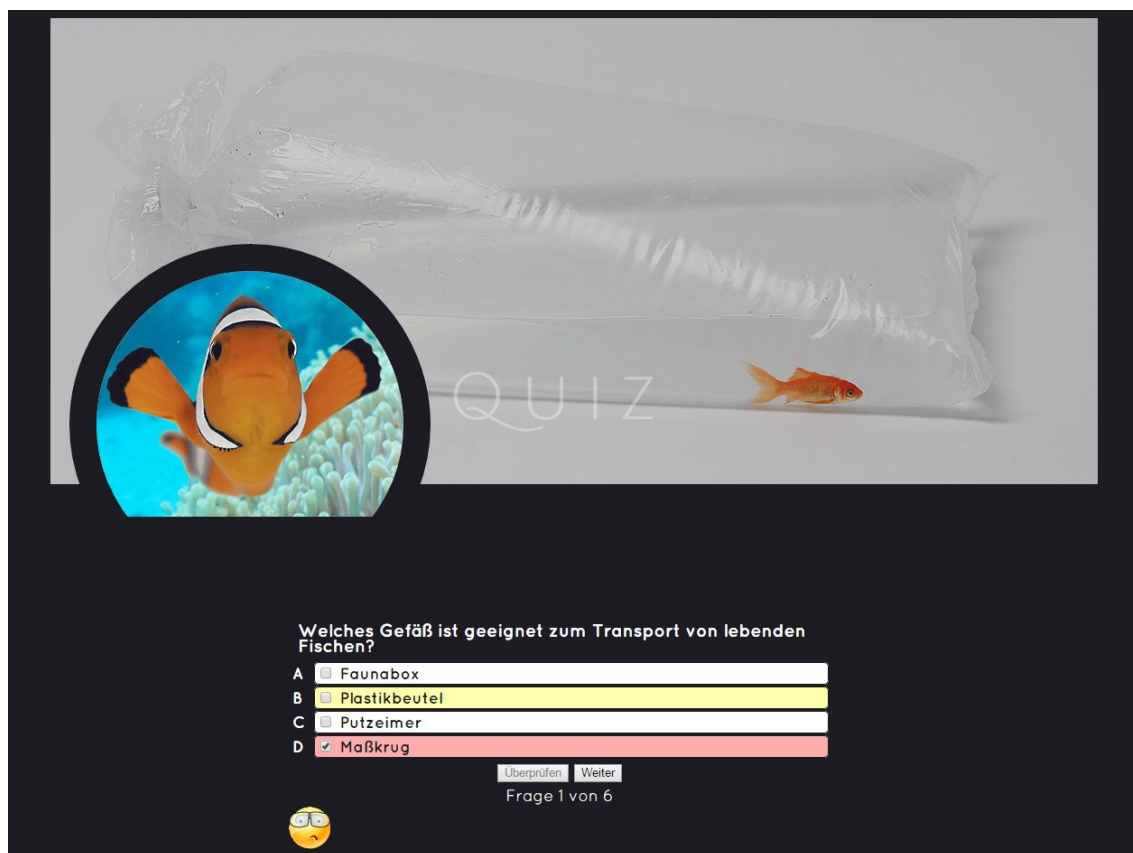


Abbildung 16: Quizfrage, eine falsche Antwortmöglichkeit wurde gewählt

Insgesamt umfasst das Lernprogramm die folgenden 14 Kapitel:

**1. Kapitel:** „Einleitung“. Auf der Einleitungsseite erhält der Nutzer grundlegende Informationen zur Stressanfälligkeit und Gesunderhaltung von Zierfischen.



Abbildung 17: Titelbild „Einleitung“: Diskusfische „Diamond Blue“ (*Symphysodon aequifasciatus*, nach: Pellegrin 1904). Nikon D750; 60,00 mm; 1/125 s; f/3; ISO 2800

**2. Kapitel:** „Transport“. Das Kapitel „Transport“ vermittelt die wichtigsten Kenntnisse für einen sicheren und artgerechten Transport von Zierfischen. Die Verpackung wird ebenso abgehandelt wie die wichtigsten Wasserparameter, die es zu beachten gilt. Abgeschlossen wird dieses Thema durch eine Multiple-Choice-Abfrage mit 6 Fragen.



Abbildung 18: Titelbild „Transport“: Goldfisch (*Carassius gibelio forma auratus*, nach: Bloch, 1782). Canon EOS 500D; 100 mm; 1/125 s; f/7,1; ISO 100; Blitz



**3. Kapitel:** „Anamnese“. Der Bereich „Anamnese“ umfasst Erläuterungen über die Wichtigkeit der Haltungsbeurteilung und der Compliance des Tierbesitzers, sowie ein exemplarisches Beispiel eines Anamnesebogens für Zierfische. Es enthält zudem ein Unterkapitel über die Haltung und Haltungsansprüche von Zierfischen.



Abbildung 19: Titelbild „Anamnese“: Skalar (*Pterophyllum scalare*, nach: Schultze in Lichtenstein, 1823). Nikon D750; 60,00 mm; 1/200 s; f/3,5; ISO 1600

**4. Kapitel:** „Wasseranalyse“. Der Menüpunkt „Wasseranalyse“ handelt über das richtige Ziehen von Wasserproben sowie über die gängigsten Methoden der Wasserwertanalyse in der Aquaristik.



Abbildung 20: Titelbild "Wasseranalyse": Teströhrchen für photometrische Messung des pH-Wertes nach Hinzugabe der Reagenz. Nikon D90; 105 mm; 1/125 s; f/5,6; ISO 2000

**5. Kapitel:** „Allgemeinuntersuchung“. Hier wird zunächst eine Übersicht über die einzelnen Bestandteile einer klinischen Allgemeinuntersuchung bei Zierfischen gegeben, darauf folgt eine bebilderte Zusammenfassung, über mögliche Auffälligkeiten während einer Adspektion in Ruhe.



Abbildung 21: Titelbild „Allgemeinuntersuchung“: *Sciaenochromis ahli* (nach: Trewavas, 1935). Nikon D750; 60,00 mm; 1/125 s; f/3; ISO 2500

**6. Kapitel:** „Handling/Fixation“. Auf dieser Seite erfährt der Nutzer, nach welchen Grundprinzipien und mit welchen Materialien das Handling von Zierfischen stattfindet.



Abbildung 22: Titelbild „Handling/Fixation“: Koi (*Cyprinus carpio*, nach: Linnaeus, 1758). Nikon D7200; 92 mm; 1/1000 s; f/5,6; ISO 500

**7. Kapitel:** „Betäubung“. Dieses Kapitel ist das umfangreichste im Lernprogramm. Nach einer kurzen Einleitung erfährt der Nutzer in insgesamt fünf Unterseiten Grundlagen über die Narkosevorbereitung, Medikation einer Badnarkose, Handling während des Umsetzens in und aus Narkosebehältnissen, Narkosephasen sowie Narkosestadien und deren Bestimmung. Zahlreiches Videomaterial veranschaulicht die Betäubung von Zierfischen durch Badnarkosen. Abgeschlossen wird dieses Kapitel durch eine Multiple-Choice-Abfrage mit 14 Fragen.



Abbildung 23: Titelbild „Betäubung“: Koi (*Cyprinus carpio*, nach: Linnaeus, 1758) mit positivem Augendrehreflex. Nikon D7200; 105 mm; 1/1000 s; f/5,6; ISO 250

**8. Kapitel:** „Kiemenadspektion“. Der Menüpunkt „Kiemenadspektion“ erläutert die Vorgänge einer Adspektion der Kiemen und führt einige wichtige Befunde auf.



Abbildung 24: Titelbild „Allgemeinuntersuchung“: Koi (*Cyprinus carpio*, nach: Linnaeus, 1758) mit positivem Augendrehreflex. Nikon D7200; 105 mm; 1/1000 s; f/5,6; ISO 250



**9. Kapitel:** „Probenentnahme“. Die insgesamt fünf Seiten zur „Probenentnahme“ beginnen mit einer Einleitung zur Wichtigkeit der in diesem Kapitel beschriebenen Untersuchungsmethoden. Im Einzelnen werden die Anfertigung und Beurteilung von Hautabstrichen, sowie Kiemenabstrichen und Kiemenbiopsien erläutert. Mit zahlreichem Bild- und Videomaterial werden wichtige Befunde dargestellt, wobei der Schwerpunkt auf parasitären Erkrankungen liegt.



Abbildung 25: Titelbild „Probenentnahme“: Objektträger in Gebrauch. Nikon D7200; 105 mm; 1/250 s; f/5,6; ISO 400

**10. Kapitel:** „Kotuntersuchung“. Auf dieser Seite werden die Grundlagen der nativen Kotuntersuchung erklärt. Ein Video zeigt einen Nativausstrich einer Kotprobe eines Kois, welcher aufgrund fortgeschrittener Kotzersetzung durch Destruenten kein aussagekräftiges klinisches Ergebnis mehr liefern kann.



Abbildung 26: Titelbild „Kotuntersuchung“: Goldfisch (*Carassius gibelio forma auratus*, nach: Bloch, 1782). Canon EOS 500D; 100 mm; 1/125 s; f/7,1; ISO 100; Blitz

**11. Kapitel:** „Virtuelles Mikroskop“. Die interaktive Simulation „Virtuelles Mikroskop“ bietet die Möglichkeit, mikroskopische Aufnahmen von Haut- und Kiemenabstrichen durch eine Vignette, welche das Sichtfeld beim Blick durch das Mikroskop nachbilden soll, auf Parasiten zu untersuchen. Hierzu ist die Fotoaufnahme verschieblich, die Vignette bleibt an ihrer festgelegten Position. In jedem Präparat ist ein Parasit zu finden. Dieser muss durch einen Klick mit der Maustaste erkannt werden. Hierzu wird im Quellcode die richtige Klickposition mittels zweier Koordinaten X und Y festgelegt. Des Weiteren wird ein Klickradius von einigen Pixeln um die festgelegten Koordinaten bestimmt, welcher von der Größe des Parasiten abhängt und diesen einschließen sollte. Wird in der Simulation der Klick richtig innerhalb des festgelegten Klickradius positioniert, erscheint die Meldung: „Richtig!“. Wurde der Klick außerhalb und demnach nicht auf den Parasiten gesetzt, erscheint die Meldung: „Nein, leider kein Treffer.“.



Abbildung 27: Titelbild „Virtuelles Mikroskop“. Nikon D90; 105 mm; 1/125 s; f/5,6; ISO 2000

**12. Kapitel:** „Applikation“. Im Menüpunkt „Applikation“ werden die verschiedenen Möglichkeiten der Verabreichung von Stoffen an Zierfische zusammenfassend beschrieben. Es beginnt mit der peroralen Verabreichung, über die Möglichkeit eines Kurz- und Dauerbades bis zu verschiedenen, gängigen Injektionstechniken. Auch die lokale Anwendung mit einem Beispiel zur Veranschaulichung wird angesprochen.



Abbildung 28: Titelbild „Applikation“: Koi (*Cyprinus carpio*, nach: Linnaeus, 1758) bei einer Behandlung mit Gentianaviolett und Propoliswundpulver. Nikon D7200; 60 mm; 1/640 s; f/4,5; ISO 320

**13. Kapitel:** „Röntgendiagnostik“. In diesem Kapitel werden einige Grundlagen zur Anfertigung von Röntgenaufnahmen bei Zierfischen abgehandelt. Der Schwerpunkt liegt hierbei auf der Lagerungstechnik. Einige Röntgenbilder von röntgenologisch gesunden Zierfischen liefern einen ersten Einblick.

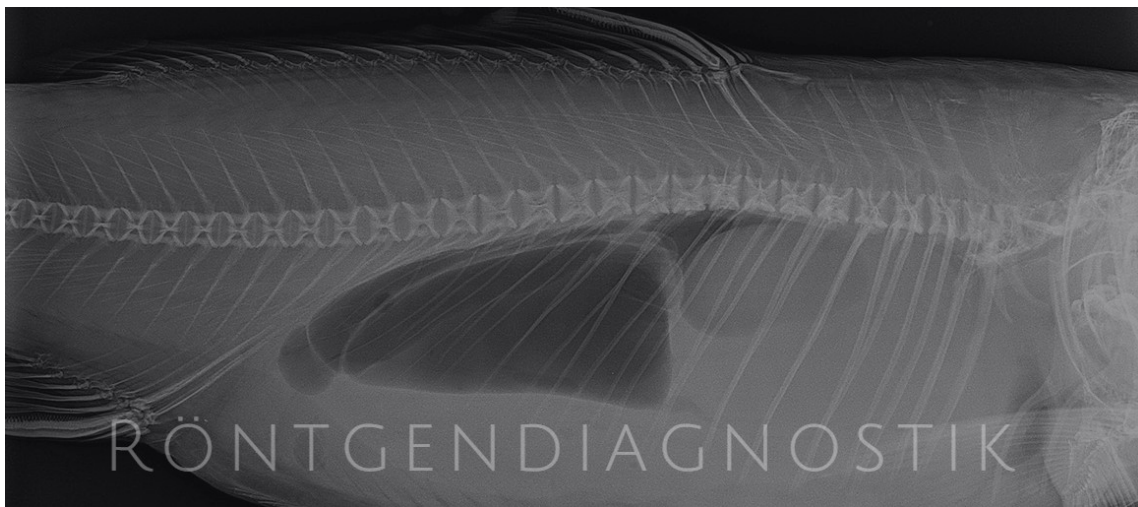


Abbildung 29: Titelbild „Röntgendiagnostik“: Koi (*Cyprinus carpio*, nach: Linnaeus, 1758)



**14. Kapitel:** „Fallbeispiele“. Insgesamt 7 Fallbeispiele, die in Form von Multiple-Choice-Abfragen zu lösen sind, bilden den Abschluss des Lernprogramms. Inhaltlich basieren sie auf den Lerninhalten der „Virtuellen Zierfischklinik“.



Abbildung 30: Titelbild „Fallbeispiele“: Koi (*Cyprinus carpio*, nach: Linnaeus, 1758).  
Nikon D7200; 55 mm; 1/320 s; f/8; ISO 200

## V DISKUSSION

### 5.1 Die Erstellung der „Virtuellen Zierfischklinik“

Die Umsetzung des Projektes „Die virtuelle Zierfischklinik“ als ein Bestandteil der „Virtuellen Klinik für Vögel, Reptilien und Zierfische“ erfolgte als webbasierte Lösung, da so das Lernprogramm für Teilnehmer jederzeit von einem internetfähigen Computer aus zugänglich ist. Die Wahl eines webbasierten Lernprogramms ermöglicht es zudem, Aktualisierungen und Ergänzungen der Inhalte schnell und einfach durchzuführen. Seit dem Wintersemester 2014/15 nutzt die Tierärztliche Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München die Lernplattform Moodle. Doch aufgrund eingeschränkter Gestaltungsmöglichkeiten erfolgte die Umsetzung des Kurses nicht auf der Lernplattform, sondern als passwortgeschützte Internetpräsenz. Sowohl die Einschreibung in den Kurs als auch eine abschließende Überprüfung der Lerninhalte als Single-Choice-Test finden auf der Lernplattform Moodle statt, da so eine einfache Anerkennung des Kurses für Studierende möglich ist.

Bei der Wahl des Programms, welches zur Erstellung des Lernprogramms genutzt werden sollte, fiel die Entscheidung zunächst auf den HTML-Editor Adobe Dreamweaver 13.0. Eine zeitnahe und zielgerichtete Erstellung in Adobe Dreamweaver erschien aufgrund der Komplexität des Programmes und der zwingend erforderlichen fortgeschrittenen Programmierkenntnisse jedoch als nicht umsetzbar. Der Umstieg auf den Web-Editor Adobe Muse 7.3.5 verlief problemlos.

Der Zugang zum Kurs hat für Teilnehmer jeweils eine Laufdauer von einem Semester, so dass es möglich ist, die Lernzeit und die Lerngeschwindigkeit individuell zu gestalten. Der Nutzer kann zwischen den einzelnen Kapiteln wechseln. Dies ermöglicht beim Lernen einen höheren Grad der Selbststeuerung als bei einer strikt festgelegten Reihenfolge der Themen. Es besteht im Gegensatz zu Vorlesungen die Möglichkeit, zu zurückliegenden Lerninhalten zurückzukehren, so dass der Druck etwas beim erstmaligen Hören verstehen zu müssen, entfällt.

Ziel dieses Lernprogrammes ist es, die Grundlagen der klinischen Propädeutik der Zierfische zu vermitteln. Definitionsgemäß liefert das Fach der klinischen Propädeutik Vorkenntnisse für das Diagnostizieren, Vorbeugen und Behandeln von Krankheiten (BAUMGARTNER, 2014). Sowohl das Transportieren als auch das Handling bergen



viele Gefahrenquellen für die Gesunderhaltung von Fischen. Sie reagieren beim Handling in aller Regel mit starken Abwehrbewegungen und tolerieren ein Handling durch den Menschen meist nicht. Eine Sedation von Zierfischen kann daher bereits zur Durchführung diagnostischer Maßnahmen sowohl aus Tierschutz- als auch aus Praktikabilitätsgründen notwendig sein (HENKE und KÖLLE, 2004). Fische unterscheiden sich in diesen Punkten von vielen anderen Haustieren, die weniger Ansprüche an einen tiergerechten Transport stellen und ein höheres Maß an menschlicher Kontaktaufnahme tolerieren, was für diesen Kurs eine Anpassung der Schwerpunkte notwendig macht. Dennoch soll im Rahmen der „Virtuellen Zierfischklinik“ lediglich ein dem Fach Propädeutik angepasster Überblick gegeben werden, wodurch die Ausführungen zum Thema Betäubung keinesfalls die komplette Anästhesie umfassen können. Im Lernprogramm wurde ausschließlich auf die Betäubung von Fischen über das Bad eingegangen, da dies sowohl die gängigste als auch die einfachste Methode zur chemischen Betäubung von Fischen darstellt (ROSS und ROSS, 1999; HENKE und KÖLLE, 2004; NEIFFER und STAMPER, 2009). Andere Methoden wie beispielsweise die parenterale (i.p., s.c., i.v., i.m.) Verabreichung von Wirkstoffen zur Betäubung spielen praktisch kaum eine Rolle (HENKE und KÖLLE, 2004) und wurden daher in der „Virtuellen Zierfischklinik“ nicht abgehandelt. Die Grundlagen der Injektionstechniken, unabhängig von deren Einsatz, werden im Kapitel Applikationstechniken besprochen.

Auf die Lehre der Krankheiten, von Krankheitsätiologie, Pathogenese bis hin zur Diagnosestellung und Therapiemaßnahmen, wird in den entsprechenden klinischen Fächern eingegangen, sie ist kein Bestandteil der klinischen Propädeutik (BAUMGARTNER, 2014). Die Zusammenfassung der am häufigsten vorkommenden mikroskopischen Befunde wurde der „Virtuellen Zierfischklinik“ dennoch ergänzend hinzugefügt, um einen besseren Bezug zur Praxis herzustellen. Es hat sich gezeigt, dass ein Heranführen von niedrigen Semestern an Tätigkeiten und Fragestellungen aus der Praxis dabei helfen, die Motivation während des gesamten Studiums aufrecht zu erhalten (O'NEILL et al., 1998).

Es war nicht das Ziel und der Anspruch dieser Arbeit, eine Mikroskopiesimulation im Kurs zu integrieren, welche vergleichbar ist mit der Benutzung eines konventionellen Mikroskopes. Es existieren bereits aufwendige und kostenintensive Technologien mit denen es möglich ist, komplette Objektträger zu digitalisieren (es entstehen sogenannte *Whole Slide Images*) und auf Computern darzustellen, welche anschließend mittels einer speziellen Software analog zu den Funktionen eines

konventionellen Mikroskopes untersucht werden können (AFEWORK et al., 1998; HENTSCHEL, 2009). Die Bedienung des „Virtuellen Mikroskopes“ im Lernprogramm beschränkt sich hingegen auf ein einfaches Bewegen mikroskopischer Fotografien unter einer Maskenebene. Der durch die Maske sichtbare Teil der mikroskopischen Aufnahme soll das Sichtfeld darstellen, während weitere Bereiche des Bildes verdeckt sind und durch Verschieben erkundet werden können.

Ein *Slice Scanner* zur Anfertigung sogenannter *Whole Slide Images* stand zur Anfertigung dieser Arbeit nicht zur Verfügung. Daher wurde auf die konventionelle mikroskopische Fotografie zurückgegriffen, bei der lediglich einzelne Abschnitte eines Objektträgers abfotografiert werden können.

Die Größe des Sichtfeldes beim Blick in ein Mikroskop, das sogenannte Objektfeld, ist von der Sehfeldzahl des Okulars (diese gibt den Durchmesser der Gesichtsfeldblende in mm an) und dem Objektiv abhängig (NEUENDORF, 2015). Zur Berechnung des Objektfeldes wird die Sehfeldzahl dividiert durch die Vergrößerung des Objektivs.

Die mikroskopischen Fotoaufnahmen wurden mit einem Leitz Aristoplan Mikroskop und dazugehöriger Leica DC300F Kamera angefertigt. Die verwendete Kameraapparatur liefert Fotografien, die bei 100-facher Vergrößerung einen Sichtfeldausschnitt von 870 µm aufnehmen. Das Leitz Aristoplan Mikroskop, welches ein Leitz Periplan GW 10x/26 Okular verbaut hat, ermöglicht bei einer 100-fachen Vergrößerung ein Objektfeld von 2600 µm. Es war demnach nicht möglich, mithilfe der verwendeten Kameraapparatur das komplette Objektfeld, welches durch das Okular zu betrachten ist, auf einem Bild aufzunehmen.

Der Nutzer des „Virtuellen Mikroskopes“ sieht digital nachbearbeitete Bildaufnahmen, bei denen der aufgenommene Sichtfeldausschnitt erweitert wurde. Um eine realistischere Simulation anzufertigen, wäre der Einsatz eines *Slice Scanners* empfehlenswert. Aufgrund des geringen Durchmessers des „Virtuellen Sichtfeldes“ von 500 Pixel, ist eine Einhaltung des Größenverhältnisses von Objektfeld und Parasit nicht umsetzbar. *Chilodonella* sp. beispielsweise haben eine durchschnittliche Größe von etwa 40-60 µm (KLINGER und FLOYD, 2009; LECHLEITER und KOKOSCHA, 2014), was bei einem in der Routinediagnostik üblichen Sichtfeldes von 2000 µm bei 100-facher Vergrößerung (10x Okular mit 20mm Sehfeldzahl und 10x Objektiv) einem Größenverhältnis von etwa 1:30 bis 1:50 von Parasit zu Sichtfeld bedeutet. Da der Parasit im Verhältnis zum Objektfeld in dieser Mikroskopiesimulation merklich zu groß dargestellt wird, verringert sich die Schwierigkeit des Auffindens.

Die Beschriftung der mikroskopischen Aufnahmen erfolgt im Kurs durch die getrennte Angabe der verwendeten Objektiv- und Okularvergrößerung. Die Beschriftung erfolgte zunächst durch die Angabe der Gesamtvergrößerung (beispielsweise „40-fache Vergrößerung“ bei der Verwendung einer 4-fachen Objektiv- und einer 10-fachen Okularvergrößerung), welche sich aus dem Produkt von Objektivvergrößerung multipliziert mit der Okularvergrößerung errechnet (SCHADE, 1969). Während der Testphase des Kurses, in der die „virtuelle Zierfischklinik“ von insgesamt 10 Tierärzten und 18 Studierenden der Tiermedizin im 9. Fachsemester getestet und evaluiert wurde, zeigte sich jedoch, dass diese Art der Beschriftung bei zahlreichen Nutzern zu Missverständnissen und Unklarheiten geführt hat. Eine verbesserte Nachvollziehbarkeit konnte durch die getrennte Angabe der verwendeten Okular- und Objektivvergrößerung erreicht werden.

Die Multiple-Choice-Abfragen im Rahmen dieses Kurses finden in einzelnen, integrierten Quiz, den Fallbeispielen und als Abschlusstestat auf der Lernplattform Moodle statt. Anders als bei den meisten tiermedizinischen MC-Prüfungsfragen üblich (Single-Choice mit 5 Antwortoptionen: Typ Apos/Aneg 1 aus 5), sind bei den integrierten Quiz ein oder mehrere der vier Antwortmöglichkeiten richtig (Typ Apos/Aneg x aus 4). Dies soll den Schwierigkeitsgrad erhöhen, jedoch muss angemerkt werden, dass das Schwierigkeitsniveau der Quizfragen insgesamt nicht als hoch zu betrachten ist. Es wurde der gemischten Zielgruppe (Tiermediziner sowie Biologen verschiedener Ausbildungsstufen) entsprechend gestaltet. Auch wenn die Quizfragen dazu dienen, den eigenen Wissensstand zu überprüfen, so wurde durch die Verwendung offensichtlicher Distraktoren (Bsp. Quiz 1 „Transport von Fischen“ Antwortoption: Maßkrüge sind geeignete Gefäße für den Transport von lebenden Fischen) dazu beitragen, den „Spaßfaktor“ als Lernmotivation aufrecht zu erhalten. Bei den Fallbeispielen wurde im Fragenstamm zusätzlich zur eigentlichen Frage eine jeweilige klinische Fallvignette gewählt, um so einerseits eine Anwendungsorientierung zu geben, aber auch um die Relevanz in Hinblick auf die u.U. tierärztliche Tätigkeit zu verdeutlichen. Das MC-Abschlusstestat auf der Lernplattform Moodle gleicht hingegen mit Single-Choice und 5 Antwortoptionen formal wie inhaltlich dem Prüfungsschema, da es sich hierbei um die Überprüfung der Kursinhalte und der damit verbundenen Anerkennung des Kurses handelt.

## 5.2 Betäubung von Zierfischen

Die derzeit in praxi gebräuchtesten Wirkstoffe zur Betäubung von Zierfischen über das Bad sind Tricain, Benzocain, 2-Phenoxyethanol, Eugenol und Lidocain (LECHLEITER und KOKOSCHA, 2014; WOLTER und MUTSCHMANN, 2014). Ergänzt wurde diese gängige Auswahl an Wirkstoffen in dieser Arbeit durch die sogenannte „Hellabrunner Mischung“, einer Kombination aus Ketamin- und Xylazinhydrochlorid im Verhältnis 1:1,25. Bereits seit einigen Jahrzehnten wird die „Hellabrunner Mischung“ vor allem im Bereich der Zoo- und Wildtiermedizin zur Immobilisation von Säugetieren, Vögel und Reptilien verwendet (WIESNER, 1988). Erste Untersuchungen zur Anwendung der „Hellabrunner Mischung“ als Bad bei Fischen wurden von GEIGER im Jahr 2007 durchgeführt. Es konnte gezeigt werden, dass sie in Abhängigkeit von der Fischart eine effektive und sichere Alternative zu herkömmlichen Tauchbadanästhetika darstellt (GEIGER, 2007). Warum diese derzeit noch unübliche und in der Literatur wenig diskutierte Methode aufgenommen wurde, lässt sich folgendermaßen begründen:

Zur Betäubung von Zierfischen sind in Deutschland aktuell keine Tierarzneimittel zugelassen. Es liegt somit im vorgesehenen Anwendungsgebiet des Arzneimittelgesetzes ein Therapienotstand vor (HENKE und KÖLLE, 2004). Die sogenannte „Kaskadenregelung“ des §56a Abs. 2 AMG bietet im Falle eines Therapienotstandes Möglichkeiten der Umwidmung von Arzneimitteln an. Stufe I sieht vor, dass ein Arzneimittel benutzt wird, was für die entsprechende Tierart, jedoch für ein anderes Anwendungsgebiet zugelassen ist. Entspricht kein Arzneimittel diesen Anforderungen, muss in Stufe II ein für eine andere Tierart zugelassenes Arzneimittel gewählt werden mit dem das Therapieziel erreicht wird (§56a Abs. 2 Nr. 2 AMG). Derzeit sind in Deutschland zahlreiche Tierarzneimittel, in denen jeweils Ketaminhydrochlorid oder Xylazinhydrochlorid enthalten sind (ANONYM, 2016), für Hunde, Katzen und Pferde zugelassen. Da die Eignung von Ketamin- und Xylazin, kombiniert als „Hellabrunner Mischung“, zur Anwendung als Tauchbadnarkose bei Zierfischen bestätigt wurde (GEIGER, 2007), kann diese Methode als Möglichkeiten gesehen werden, mit aus der Klein- und Großtierpraxis weit verbreiteten und gut zugänglichen Arzneimitteln eine Betäubung oder Euthanasie bei Zierfischen durchführen zu können. Da besondere Empfindlichkeiten bei der Vielfalt an Spezies in der Aquaristik meist nicht ausreichend bekannt sind (GEIGER, 2007), muss die Anwendung unter genauester Beobachtung erfolgen. Folgeuntersuchungen können

nicht sämtliche Zierfischspezies abdecken, jedoch sollten sie für die in der Zierfischpraxis häufigsten Arten durchgeführt werden, um zuverlässige Aussagen und Empfehlungen über die Einsetzbarkeit und Dosierungen treffen zu können.

Ist kein für eine andere Tierart zugelassenes Arzneimittel, mit dem das Therapieziel erreicht wird, verfügbar, so tritt Stufe III in Kraft, welche besagt, dass ein für den Menschen in Deutschland zugelassenes Arzneimittel oder ein in einem anderen EU-/EWG-Mitgliedsstaat für die Spezies und das Anwendungsgebiet zugelassenes Arzneimittel angewendet werden muss (§56a Abs. 2 Nr. 3 AMG). Im EU-Ausland hat derzeit Tricainmesilat nationale Zulassungen als „Tricaine Pharmaq“ (Pharmaq Limited) unter anderem in UK, Griechenland, Irland, Italien und Spanien.

Jedoch sind auch freiverkäufliche Arzneimittel im Verkehr, wodurch sowohl für den Tierarzt als auch den Tierhalter die Möglichkeit besteht, auf diese zurückzugreifen. Da freiverkäufliche Arzneimittel nicht unter die Bestimmungen des §56a AMG fallen, müssen sie nicht bei der Beurteilung eines Therapienotstandes berücksichtigt werden (STRÖSE et al., 2013). Für ätherisches Nelkenöl besteht eine Freigabe aus der Apothekenpflicht nach Anlage 1a zu §1 Abs. 1 Nr. 1 der Verordnung über apothekenpflichtige und freiverkäufliche Arzneimittel (AMVerkRV). Ethylenglycol-monophenylether ist derzeit ebenfalls als freiverkäufliches Präparat erhältlich.

Freiverkäufliche Arzneimittel zur chemischen Betäubung oder Euthanasie von Fischen existieren demnach einige, und auch das deutsche Tierschutzgesetz (TierSchG) macht bei Fischen eine wichtige Ausnahme gegenüber allen anderen Wirbeltieren (LECHLEITER und KOKOSCHA, 2014): Fische müssen nach §5 Abs. 1 TierSchG im Gegensatz zu warmblütigen Tieren, Reptilien und Amphibien nicht von einem Tierarzt betäubt werden, sofern die durchführende Person gemäß §2 Nr. 3 TierSchG über die für eine Pflege erforderlichen Kenntnisse verfügt (LORZ und METZGER, 2008).

Dass Fische anatomische, physiologische, biochemische und neuropharmakologische Voraussetzungen besitzen, Schmerzen empfinden zu können, wurde in wissenschaftlichen Untersuchungen bereits zahlreich gezeigt (DORES et al., 1988; HEATH, 1995; EBBESSON et al., 1996; SNEDDON, 2003b; CHANDROO et al., 2004; DUNLOP und LAMING, 2005; NORDGREEN et al., 2007; ASHLEY und SNEDDON, 2008; BRAITHWAITE, 2010; SNEDDON, 2011; SNEDDON, 2015). Doch die kontroversen Diskussionen, ob und in welchem Umfang Fische Schmerzen wahrnehmen und verarbeiten, und ob es sich bei ihren Reaktionen lediglich um reflexgesteuertes Verhalten handelt (ROSE, 2002; ROSE et al., 2014), halten weiterhin

an. Auch wenn diese Fragestellungen nachwievor nicht abschließend geklärt sind, so sollte aufgrund wissenschaftlicher Erkenntnisse insbesondere über das Meideverhalten und die Wirksamkeit schmerzhemmender Substanzen (EHRENSING et al., 1982; SNEDDON, 2003a; SNEDDON et al., 2003; DUNLOP und LAMING, 2005; NORDGREEN et al., 2009; METTAM et al., 2011) zum Wohl und Schutz der Tiere davon ausgegangen werden, dass Fische Schmerzen und Leiden empfinden können.

Geht man also nunmehr davon aus, dass Fische Schmerzen und Leiden empfinden, so muss sichergestellt sein, dass gemäß §5 Abs. 1 TierSchG ein mit Schmerzen verbundener Eingriff unter wirksamer Schmerzausschaltung (Betäubung) vorgenommen wird. Häufig wird angenommen, dass Präparate, die der Betäubung von Fischen dienen, durch ihre komplette Immobilisation des Fisches auch analgetische Komponenten vereinen (NEIFFER und STAMPER, 2009). Doch das alleinige Ausbleiben von Abwehrbewegungen unter Anästhesie ist für eine Beurteilung der analgetischen Wirksamkeit eines Anästhetikums nicht ausreichend (HEUBECK, 2010). Anders als in der Human- und Tiermedizin sonst üblich, beinhalten die Narkoseprotokolle für Fische anstelle einer Wirkstoffkombination in der Regel lediglich die Verwendung eines einzelnen Wirkstoffes (ZAHL et al., 2012). Dies birgt oftmals die Gefahr, einer unzureichenden Analgesie. Für Ketamin und Xylazin ist zwar nach den von Säugetieren bekannten Wirkungen auch beim Fisch eine Analgesie zu vermuten (GEIGER, 2007), und auch für MS-222 wird ein analgetischer Effekt angenommen (GEIGER, 2007; GOMULKA et al., 2008; RAMLOCHANSINGH et al., 2014), doch betrachtet man die freiverkäuflichen Arzneimittel, so fällt auf, dass für Eugenol kein Nachweis für einen analgetischen Effekt beim Fisch besteht (SLADKY et al., 2001), und auch 2-Phenoxyethanol zeigt nur einen schlechten analgetischen Effekt (OSWALD, 1978). Um eine ausreichende Analgesie bei schmerzhaften Eingriffen zu gewährleisten, empfiehlt sich daher bei Anwendung von Wirkstoffen ohne ausreichende analgetische Komponente eine zusätzliche Analgesie und Lokalanästhesie (ZAHL et al., 2012), was durch den Tierhalter allein nicht zu gewährleisten und durchzuführen ist.

Zur Analgesie bei Fischen existieren ähnlich der Schmerzerforschung vergleichsweise wenige Studien, welche teilweise zu konträren Ergebnissen kommen (NEIFFER und STAMPER, 2009). Durch weiterführende Studien sollte das Ziel verfolgt werden, zuverlässige Analgesieprotokolle zu entwickeln, die gleichzeitig ein breites Spektrum an Analgetika sowie Fischarten abdecken (SNEDDON, 2012).

### 5.3 Der Einsatz multimedialer Medien in der tiermedizinischen Ausbildung zur Förderung des Tierschutzes

Die derzeit gültige Prüfungs- und Studienordnung der Ludwig-Maximilians-Universität München (LMU) für den Studiengang Tiermedizin vom 30. März 2012 legt das vierte und fünfte Fachsemester für Vorlesungen und das sechste Fachsemester für praktische Übungen und einer schriftlichen sowie einer mündlichen Teilprüfungen im Fach Propädeutik fest (ANONYM, 2012). Zielgruppe des erstellten Onlinekurses mit Schwerpunkt Propädeutik sind daher Studierende im vierten oder einem weiter fortgeschrittenen Fachsemester.

Im Sommersemester 2005 wurde an der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München die sogenannte „klinische Rotation“ im achten und neunten Fachsemester mit dem Ziel eingeführt, die Qualität der klinischen Ausbildung zu verbessern (STADLER und HARTMANN, 2008). Seit dem SS 2011 ist für alle Studierenden eines Semesters im Rahmen der „klinische Rotation“ eine Teilnahme im Bereich Wirtschaftsgeflügel, Ziervögel, sowie Reptilien, Amphibien und Zierfische verpflichtend. Bei diesen Gebieten handelt es sich um tierärztliche Tätigkeitsfelder, deren steigende Bedeutung einen stetig wachsenden Bedarf an Tierärzten mit sich bringt. Durch das Angebot einer "Exotenrotation" unterscheidet sich das Angebot an der LMU München wesentlich von dem anderer tierärztlicher Einrichtungen. Das Lehrangebot an der Klinik für Vögel, Reptilien, Amphibien und Zierfische wird während der „klinischen Rotation“ möglichst praktisch orientiert gestaltet und die bisherigen Erfahrungen und positiven studentischen Evaluationen zeigen, dass dieses Konzept der „Hands-On“ Ausbildung auf große Resonanz stößt. Da der Schwerpunkt im Rahmen der tiermedizinischen Ausbildung im Fach Propädeutik während des wissenschaftlich-theoretischen Studienteils auf Haussäugetieren sowie Vögeln liegt, finden im Rahmen der „klinische Rotation“ sowohl Vorlesungen als auch praktische Kurse zur Propädeutik bei Reptilien, Amphibien sowie Zierfischen statt.

Die praktischen Kurse sowohl im sechsten Fachsemester als auch während der „klinischen Rotation“ finden derzeit am lebenden Tier statt. Sie leisten im Rahmen der Lehre einen wichtigen Beitrag zum Erwerben praktischer Kenntnisse und Fähigkeiten am Patienten. Die Klinik für Vögel, Reptilien, Amphibien und Zierfische der LMU München hält eigens für den Zweck der Vermittlung propädeutischer Fähigkeiten und für klinische Demonstrationen für Studierende (Stand Januar 2016) div. Wirtschaftsgeflügel, Wellensittiche, Nymphensittiche, Tauben, Mäusebussarde,

Griechische Landschildkröten, div. Wasserschildkröten, Bartagamen, Königpythons, Kornnattern und Malawiseebuntbarsche.

Mit dem Ziel der Reduzierung der Versuchstierzahlen und der Entlastung von Versuchstieren gilt heute das „3R-Prinzip“ als Leitlinie, welches bereits 1959 von RUSSEL und BURCH in „The Principles of Humane Experimental Techniques“ (RUSSELL et al., 1959) formuliert wurde. Die „3R“ stehen dabei für Replace (dt. vermeiden), Reduce (dt. verringern) und Refine (dt. verbessern). Das Ziel im Sinne des Tierschutzes ist es, durch alternative Methoden Tierversuche zu ersetzen, die Zahl der benötigten Tiere zu reduzieren sowie die Belastung der Tiere zu verbessern. Ein Ersetzen der Tiere („Replacement“) für die propädeutische Ausbildung während des Studiums durch alternative Methoden wie beispielsweise die Durchführung von Propädeutikkursen an Tierattrappen oder anhand elektronischer Medien wie Lehrfilme ist aus Sicht der Lehre nicht anzustreben. Auch die Etablierung sogenannter Skills Labs, die in der humanmedizinischen Ausbildung bereits fester Bestandteil sind und im Jahr 2013 an der Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover für Haus- und Großtiere eingerichtet wurde, können etablierte Lehrveranstaltungen und die Ausbildung am Patienten nicht vollständig ersetzen (DILLY et al., 2014). Aufgrund des Verhältnisses von Studierendenzahl (Ludwig-Maximilians-Universität München: WS 2015/2016: 253 Studierende im „klinischen Jahr“, 9. FS) und der zur Verfügung stehenden Anzahl an eigenen Tieren für die Lehre ist es unter Berücksichtigung des Tierschutzes nicht möglich, die Anzahl benötigter Tiere zu reduzieren („Reduction“), da dies die Belastung des einzelnen Tieres durch einen frequenteren Einsatz in den Kursen erheblich steigern würde. Durch den Einsatz dieses Lernprogramms kann jedoch aufgrund einer verbesserten Vorbereitung der Studierenden vor der Intervention am lebenden Tier die Einzeltierbelastung gesenkt werden („Refinement“). Die Übungen am lebenden Tier, beispielsweise die Entnahme eines Hautabstriches, können nach einer guten Vorbereitung gezielt und zügig durchgeführt werden, wodurch sich das Handling und somit der Stress eines jeden Tieres verkürzt. Dies berücksichtigend könnte das erfolgreiche Abschließen von Online-Tutorials wie „Die virtuelle Klinik für Vögel, Reptilien und Zierfische“ als Zulassungsvoraussetzung für die Arbeit am lebenden Tier Einsatz finden. Eine Zulassungsvoraussetzung für die Teilnahme an den praktischen Propädeutikkursen ist bislang in der Prüfungs- und Studienordnung der Ludwig-Maximilians-Universität München für den Studiengang Tiermedizin nicht vorgesehen (ANONYM, 2012). Der Zugriff auf das Lernprogramm ermöglicht auch nach der Durchführung der praktischen Übungen ein Wiederholen der Inhalte, denn ein eigenständiges und wiederholtes Lernen an den klinikeigenen Tieren ist aufgrund der



geringen Tierzahl nicht für alle Studierende gleichermaßen möglich.

Derzeit ist das Lernprogramm im Kursprogramm der Virtuelle Hochschule Bayern (Virtuelle Hochschule Bayern, Luitpoldstr. 5, 96052 Bamberg) als Bestandteil der „Virtuellen Klinik für Vögel, Reptilien und Zierfische“ zu finden und kann von Studierenden der Tiermedizin und Biologie belegt werden. Bei erfolgreichem Absolvieren des Tutorials wird dem Studierenden 1 ECTS-Punkt anerkannt. Eine Eingliederung als Wahlpflichtfach mit 1 SWS in das Studium der Tiermedizin an der Ludwig-Maximilians-Universität München erfolgt zum Sommersemester 2016.

## VI ZUSAMMENFASSUNG

### **Die virtuelle Zierfischklinik – ein Online-Tutorial**

Zierfische stellen in Deutschland zahlenmäßig die häufigsten Heimtiere dar (HOFFMANN und KÖLLE, 1997; ANONYM, 1998). Bislang galt ein Großteil der Aufmerksamkeit von Seiten der Forschung vor allem dem Wohlergehen von kommerziell bedeutsamen Nutzfischen (ELLIS et al., 2002). Doch sowohl das Interesse der Gesellschaft als auch der Wissenschaft am Wohlbefinden von Zierfischen ist in den letzten Jahren gestiegen (WALSTER, 2008). Die universitäre Ausbildung im Rahmen des tiermedizinischen Studiums beinhaltet die Zierfischmedizin jedoch nur in einem sehr geringen Maße.

Fische unterscheiden sich sehr von den Tierarten, denen der Studierende während des Studiums in Theorie wie Praxis hauptsächlich begegnet. Bereits die Handhabung von Fischen stellt einen wesentlichen Stressor unter anderem mit Risiken für körperliche Schäden der Tiere bei nicht fachgerechtem Umgang dar. Die möglichen Stressoren reichen vom Herausfangen aus ihrer gewohnten Umgebung, dem Transport bis hin zur Untersuchung vom Tierarzt. Ein Schwerpunkt des erstellten Online-Kurses „Die virtuelle Zierfischklinik“ liegt daher bei der Vermittlung propädeutischer Grundlagen für eine fachgerechte und schonende Handhabung von Zierfischen im Rahmen der klinischen Untersuchung.

Der Online-Kurs „Die virtuelle Zierfischklinik“ beinhaltet insgesamt 14 Kapitel über das Transportieren von Zierfischen, tiergerechte Handlingmaßnahmen, die Erhebung von Befunden durch Anamnese sowie klinischer Untersuchung, die Gewinnung von Proben zur Durchführung von Laboruntersuchungen sowie das Anfertigen von Röntgenaufnahmen. Zudem wird ein Überblick über die Artenvielfalt in Aquarien gehaltener Zierfische und deren Ansprüche an die Haltung sowie eine Übersicht über einige wichtige Mikroskopierbefunde von Haut- und Kiemenabstrichen beim Zierfisch gegeben.

Die derzeit gültige Prüfungs- und Studienordnung der Ludwig-Maximilians-Universität München für den Studiengang Tiermedizin vom 30. März 2012 legt das vierte und fünfte Fachsemester für Vorlesungen und das sechste Fachsemester für praktische Übungen und einer schriftlichen sowie einer mündlichen Teilprüfungen im Fach Propädeutik fest (ANONYM, 2012). Zielgruppe des erstellten Onlinekurses sind daher Studierende im vierten oder einem weiter fortgeschrittenen Fachsemester. Durch den

Einsatz der „Virtuellen Klinik für Vögel, Reptilien und Zierfische“ soll künftig eine verbesserte Vorbereitung der Studierenden auf die Interventionen am lebenden Tier während der klinischen Ausbildung, sog. „Klinische Rotation“, erreicht werden, um so die Belastung der Tiere während des praktischen Unterrichts zu reduzieren. Es existieren bislang keine vergleichbaren interaktiven Programme, die die klinische Propädeutik der Zierfische darstellen und praktisch nachvollziehbar machen.

Der Umgang mit digitalen Medien wird als zunehmend selbstverständlicher betrachtet und so steigt auch der Einsatz digitaler Medien beim Lernen und Lehren (KERRES, 2013). Auch an Universitäten erlangt das E-Learning neben den traditionellen Lehrangeboten eine zunehmende Bedeutung (REY, 2009). Als ein Vorteil des E-Learnings gilt, dass der Benutzer Zeit, Ort, Lerngeschwindigkeit und Lernstil selbst bestimmen kann. Es wurde sich bei der Erstellung entschieden, eine freies Springen zwischen den einzelnen Kapiteln zu ermöglichen, da dies beim Lernen einen höheren Grad der Selbststeuerung zulässt als bei einer strikt festgelegten Reihenfolge der Themen. Es besteht im Gegensatz zu Vorlesungen die Möglichkeit, zu zurückliegenden Lerninhalten zurückzukehren, so dass der Druck etwas beim erstmaligen Hören verstehen zu müssen, entfällt. Das browserbasierte Lernprogramm wurde mit der Software „Adobe Muse CC“ des Softwareherstellers Adobe Systems erstellt. Neben Texten und Grafiken sollen die Lerninhalte durch zahlreiches hochwertiges Bild- und Videomaterial anschaulich und nachvollziehbar dargestellt werden. In der „virtuellen Zierfischklinik“ finden integrierte Multiple-Choice-Abfragen und Fallbeispiele statt, die der Überprüfungen von Lerninhalten dienen. Eine interaktive Mikroskopiersimulation soll den Nutzer spielerisch in die Lage versetzen, zuvor beschriebene Befunde selbst aufzufinden und zu identifizieren.

Das Lernprogramm ist seit dem 02.11.2015 im Kursprogramm der Virtuelle Hochschule Bayern (Virtuelle Hochschule Bayern, Luitpoldstr. 5, 96052 Bamberg) als Bestandteil der „Virtuellen Klinik für Vögel, Reptilien und Zierfische“ zu finden und kann von Studierenden der Tiermedizin und Biologie belegt werden. Bei erfolgreichem Absolvieren des Tutorials wird dem Studierenden 1 ECTS-Punkt anerkannt. Eine Eingliederung als Wahlpflichtfach mit 1 SWS in das Studium der Tiermedizin an der Ludwig-Maximilians-Universität München erfolgt zum Sommersemester 2016.

## VII SUMMARY

### **The virtual clinic for ornamental fish - an online tutorial**

Ornamental fish are numerically the most common pets in Germany (HOFFMANN und KÖLLE 1997); BMEL, 1998). So far scientific research was mostly concentrated on the welfare of commercially relevant farm fish (ELLIS et al., 2002). But both in our society and in the scientific world the interest in the welfare of ornamental fish has grown constantly during the last years (WALSTER, 2008). However the program of veterinary schools still lacks proper training skills for medical treatment of these species.

Fish are very different from the species commonly taught practically and theoretically at veterinary school. An incorrect handling of fish can cause severe physical damage because of distress to the animals. These mistakes can be found when removing the fish from its usual surroundings, their transportation or even the veterinarian's treatment. Therefore one focus of "the virtual clinic for ornamental fish" deals with the basic propedeutics for a professional and gentle handling of ornamental fish during clinical examination.

The online-tutorial "the virtual clinic for ornamental fish" contains 14 chapters on the correct transportation, appropriate handling, diagnostic findings based on a general anamnesis and the physical examination of the patient, proper sampling for laboratory diagnostics and precise instructions for performing x-ray imaging. Furthermore the tutorial provides an overview of the variety of species kept in aquaria, as well as their proper husbandry. Important clinical findings from skin- and gill-scrapes are also shown.

The current degree program and examination regulations from March, 30, 2012 of the University Ludwig-Maximilian of Munich schedules lectures for the fourth and fifth semesters and practical courses with a theoretical and oral exam for the sixth semester. Therefore the target audience of this course are students from the fourth or later semesters.

"The virtual clinic for birds, reptiles and ornamental fish" is supposed to provide improved provisions for vet students in dealing with living animals during their clinical training, what is known as "Clinical Rotation". This is meant to minimize stress for the animals during practical courses with students. Currently there are no similar interactive programs demonstrating the clinical propaedeutics in ornamental fish on a comparable level.

The contact with digital media becomes more and more self-evident and the use is expanding constantly in teaching and learning process (KERPES, 2013). Besides traditional teaching methods, e-learning is becoming increasingly important (REY, 2009). One advantage of e-learning is found to be the choice of individual time frame, location and the personal setting of speed and style of learning. Setting up the program the possibility for skipping between chapters was given to gain a higher level of self-determined approach to the contents than could be achieved in a static order. In contrast to attending lectures it is possible to review chapters to minimize the pressure of immediate understanding. The browser-based program was established with “Adobe Muse CC” software from the producer of Adobe systems. Besides scripts and graphics the program shows multiple high quality images and videos to provide demonstrative and comprehensible impressions of the teaching and learning content. To review these contents several multiple-choice-tests and case studies have been integrated. An interactive simulation of microscopy allows the user a playful way to identify and verify diagnostic findings.

The tutorial has been an official course of the “Virtual Academy Bavaria” learning program (Virtuelle Hochschule Bayern, Luitpoldstrasse 5, 96052 Bamberg) since November 2nd 2015 and is one part of the “virtual clinic for birds, reptiles and ornamental fish” which can be booked by veterinary and biology students. By completing the tutorial 1 ECTS point is given to the student. In addition the tutorial will be established as a compulsory optional subject for veterinary students of the University of Ludwig-Maximilian of Munich in summer 2016. Integration of the course as a required course to perform exercises on living animals is under discussion.

## VIII LITERATURVERZEICHNIS

- ADAM, B., SCHÜRMANN, M., SCHWEVERS, U. (2013): Zum Umgang mit aquatischen Organismen: Versuchstierkundliche Grundlagen. - Springer Spektrum, Wiesbaden, 188 S.
- AFEWORK, A., BEYNON, M. D., BUSTAMANTE, F., CHO, S., DEMARZO, A., FERREIRA, R., MILLER, R., SILBERMAN, M., SALTZ, J., SUSSMAN, A. (1998): Digital dynamic telepathology--the Virtual Microscope. Proceedings of the AMIA Symposium, Lake Buena Vista, Florida, S. 912-916
- ALBRECHT, M.-L. (1982): Der Einfluß der Haltungsbedingungen auf den physiologischen Status und die Wachstumsleistung von Karpfen im Warmwasser. Fortschritte der Fischereiwissenschaft 1, S. 55-63.
- ALTHER, B. (2015): Webinar: Besonderheiten der Labordiagnostik bei Reptilien. [https://www.vet-webinar.com/en/webinars/store/bibliovet/besonderheiten-der-labordiagnostik-bei-reptilien/?tx\\_multishop\\_pi1%5Bcart\\_item%5D=526&tx\\_multishop\\_pi1%5Bcart\\_item%5D=526](https://www.vet-webinar.com/en/webinars/store/bibliovet/besonderheiten-der-labordiagnostik-bei-reptilien/?tx_multishop_pi1%5Bcart_item%5D=526&tx_multishop_pi1%5Bcart_item%5D=526) (abgerufen am: 18.03.2016)
- AMMER, H., POTSCHKA, H. (2010): Pharmakologie des zentralen Nervensystems (ZNS). In H. H. Frey & W. Löscher (Hrsg.): Lehrbuch der Pharmakologie und Toxikologie für die Veterinärmedizin (S. 115-166). - Enke Verlag, 3. Auflage, Stuttgart, 688 S.
- AMMON, J. A. (2013): Augenerkrankungen bei Ziervögeln. Dissertation, Ludwig-Maximilians-Universität München.
- ANDREWS, C., EXELL, A., CARRINGTON, N. (1990): Gesunde Zierfische. Grundlagen - Vorbeugung - Heilung. - Tetra Verlag, Melle, 208 S.
- ANONYM (1998): Gutachten über die Anforderungen an die Haltung von Zierfischen. Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft (BMEL), Bonn. [https://www.bmel.de/DE/Tier/Tierschutz/Tierschutzgutachten/\\_texte/GutachtenDossier.html?docId=377422](https://www.bmel.de/DE/Tier/Tierschutz/Tierschutzgutachten/_texte/GutachtenDossier.html?docId=377422) (abgerufen am: 18.03.2016)
- ANONYM (2007): Leistungsnachweise in modularisierten Studiengängen. Arbeitsstelle für Hochschuldidaktik (AfH) der Universität Zürich. [http://www.fwb.uzh.ch/services/leistungsnachweise/Dossier\\_LN\\_AfH.pdf](http://www.fwb.uzh.ch/services/leistungsnachweise/Dossier_LN_AfH.pdf) (abgerufen am: 18.03.2016)

ANONYM (2012): Satzung zur Änderung der Prüfungs- und Studienordnung der Ludwig-Maximilians-Universität München für den Studiengang Tiermedizin (2011). Ludwig-Maximilians-Universität München. [https://www.uni-muenchen.de/aktuelles/amtl\\_voe/0800/806-08tm-2011-ps01.pdf](https://www.uni-muenchen.de/aktuelles/amtl_voe/0800/806-08tm-2011-ps01.pdf) (abgerufen am: 18.03.2016)

ANONYM (2013): Umweltwissen Wasch- und Reinigungsmittel. Bayerisches Landesamt für Umwelt (LFU), Augsburg. [http://www.lfu.bayern.de/umweltwissen/doc/uw\\_76\\_wasch\\_und\\_reinigungsmittel.pdf](http://www.lfu.bayern.de/umweltwissen/doc/uw_76_wasch_und_reinigungsmittel.pdf) (abgerufen am: 18.03.2016)

ANONYM (2014a): Anzahl der für Versuche und andere wissenschaftliche Zwecke verwendeten Wirbeltiere. Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft (B M E L), Bonn. [http://www.bmel.de/SharedDocs/Downloads/Tier/Tierschutz/2013-TierversuchszahlenGesamt.pdf?\\_\\_blob=publicationFile](http://www.bmel.de/SharedDocs/Downloads/Tier/Tierschutz/2013-TierversuchszahlenGesamt.pdf?__blob=publicationFile) (abgerufen am: 18.03.2016)

ANONYM (2014b): Der Deutsche Heimtiermarkt: Struktur und Umsatzdaten. Industrieverband Heimtierbedarf (IVH) e.V., Duesseldorf; Zentralverband Zoologischer Fachbetriebe (ZZF) e.V., Wiesbaden. [http://www.ivh-online.de/fileadmin/ivh/user\\_upload/Daten\\_und\\_Fakten/Heimtiermarkt\\_08\\_A4.pdf](http://www.ivh-online.de/fileadmin/ivh/user_upload/Daten_und_Fakten/Heimtiermarkt_08_A4.pdf) (abgerufen am: 18.03.2016)

ANONYM (2014c): Facts & Figures 2014. FEDIAF European Pet Food Industry Federation, Brüssel. [http://www.fediaf.org/fileadmin/user\\_upload/Secretariat/facts\\_and\\_figures\\_2014.pdf](http://www.fediaf.org/fileadmin/user_upload/Secretariat/facts_and_figures_2014.pdf) (abgerufen am: 18.03.2016)

ANONYM (2015a): Sicherheitsdatenblatt Quartamon® med. Schülke & Mayr GmbH, Norderstedt. [http://www.schuelke.com/download/pdf/cde\\_lde\\_quartamon\\_med\\_sds.pdf](http://www.schuelke.com/download/pdf/cde_lde_quartamon_med_sds.pdf) (abgerufen am: 18.03.2016)

ANONYM (2015b): Statistik 2014: Tierärzteschaft in der Bundesrepublik Deutschland. Bundestieraerztekammer, Berlin. Deutsches Tierärzteblatt 5/2015 (S. 670-683).

ANONYM (2016): VETIDATA ([www.vetidata.de](http://www.vetidata.de)), Leipzig. (Stand Januar 2016)

ASHLEY, P., SNEDDON, L. (2008): Pain and fear in fish. In E. J. Branson (Hrsg.): Fish Welfare (S. 49-77). - Blackwell Publishing Ltd, Oxford, S. 316.

BAUMGARTNER, W. (2014): Klinische Propädeutik der Haus- und Heimtiere. - Enke Verlag, 8. Auflage, Stuttgart, 544 S.

- BAUR, W. H., RAPP, J. (2003): Gesunde Fische: praktische Anleitung zum Vorbeugen, Erkennen und Behandeln von Fischkrankheiten. - Parey Buchverlag, 2. Auflage, Berlin, 317 S.
- BENZING, A. (2009): Praxishandbuch Anästhesie: Leitfaden für die klinische Arbeit. - Deutscher Ärzte-Verlag GmbH, 2. Auflage, Köln, 1000 S.
- BERGER, H. J. (2009): Multiple Choice Test Bädertechnik. - Books on Demand GmbH, Norderstedt, 128 S.
- BERNATZKY, G., LIKAR, R., WENDTNER, F., WENZEL, G., AUSSERWINKLER, M., SITTL, R. (2007): Nichtmedikamentöse Schmerztherapie: Komplementäre Methoden in der Praxis. - Springer-Verlag, Wien, 525 S.
- BIFFAR, M. (1993): Untersuchungsmethoden. In H. H. Reichenbach-Klinke & W. Körtling (Hrsg.): Krankheiten der Aquarienfische (S. 9-14). - Verlag Eugen Ulmer, 4. Auflage, Stuttgart, 108 S.
- BOHNET, N. E. (2007): Augenuntersuchung beim Vogel - Eine interaktive CD-ROM zum Erlernen des ophthalmologischen Untersuchungsganges. Dissertation, Ludwig-Maximilians-Universität München.
- BRAITHWAITE, V. (2010): Do fish feel pain?. - Oxford University Press Inc., New York, 194 S.
- BRETZINGER, C. (2001): Einfluss unterschiedlicher Betäubungsmethoden auf Stressbelastung und Produktqualität bei der Regenbogenforelle (*Oncorhynchus mykiss*). Dissertation, Ludwig-Maximilians-Universität München.
- BRÜSTLE, P. (2011): Kurzanleitung Prüfen mit MC-Fragen. Prüfungskoordination der Medizinischen Fakultät der Universität Freiburg. <https://www.medizinstudium.uni-freiburg.de/lehrende/pruefungen/kurzanleitung-pruefen-mit-mc-fragen.pdf> (abgerufen am: 18.03.2016)
- CHANDROO, K. P., DUNCAN, I. J., MOCCIA, R. D. (2004): Can fish suffer? Perspectives on sentience, pain, fear and stress. *Applied Animal Behaviour Science* 86, 3, S. 225-250.
- CHANSEAU, M., BOSC, S., GALIAY, E., OULES, G. (2002): The use of clove oil as an anesthetic for Atlantic salmon smolts (*Salmo salar* L.) and comparison of its effects with those of 2-phenoxyethanol. *Bulletin Francais de la Peche et de la Pisciculture*, 365-66, S. 579-589.



- COLE, B., TAMARU, C. S., BAILEY, R., BROWN, C., AKO, H. (1999): Shipping practices in the ornamental fish industry. Center for Tropical and Subtropical Aquaculture Publication Number 131. 25 S.
- CROSBY, T. C., HILL, J. E., MARTINEZ, C. V., WATSON, C. A., POUDER, D. B., YANONG, R. P. (2014): Preparation of ornamental fish for shipping. Department of Fisheries and Aquatic Sciences, Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agricultural Sciences, Publikation FA-120, University of Florida, 6 S.
- DAHMER, J. (2007): Didaktik der Medizin: professionelles Lehren fördert effektives Lernen; praktische Empfehlungen für Lehrende und Lernende. - Schattauer GmbH, Stuttgart, 164 S.
- DANY, S., SZCZYRBA, B., WILDT, J. (2008): Prüfungen auf die Agenda! hochschuldidaktische Perspektiven auf Reformen im Prüfungswesen. - W. Bertelsmann Verlag, Bielefeld, 222 S.
- DILLY, M., TIPOLD, A., SCHAPER, E., EHLERS, J. P. (2014): Etablierung eines Skills Labs in der Tiermedizin in Deutschland. GMS Zeitschrift für Medizinische Ausbildung 31, 2.
- DORES, R. M., SEI, C. A., MORRISSEY, M. A., CRIM, J. W., KAWAUCHI, H. (1988): Forms of immunoreactive  $\beta$ -endorphin in the intermediate pituitary of the holostean fish, *Amia calva*. Peptides 9, 1, S. 65-70.
- DUNLOP, R., LAMING, P. (2005): Mechanoreceptive and nociceptive responses in the central nervous system of goldfish (*Carassius auratus*) and trout (*Oncorhynchus mykiss*). The Journal of Pain 6, 9, S. 561-568.
- EBBESSON, L. O., DEVICHE, P., EBBESSON, S. O. (1996): Distribution and Changes in  $\mu$ - and  $\kappa$ -Opiate Receptors During the Midlife Neurodevelopmental Period of Coho. The Journal of Comparative Neurology 364, S. 448-464.
- EHLERS, J. P., CARL, T., WINDT, K.-H., MÖBS, D., REHAGE, J., TIPOLD, A. (2009): Blended Assessment: Mündliche und elektronische Prüfungen im klinischen Kontext. Zeitschrift für Hochschulentwicklung 4, 3, S. 24-36.
- EHRENSING, R. H., MICHELL, G. F., KASTIN, A. J. (1982): Similar antagonism of morphine analgesia by MIF-1 and naloxone in *Carassius auratus*. Pharmacology Biochemistry and Behavior 17, 4, S. 757-761.
- EISENBRAND, G., SCHREIER, P., MEYER, A. H. (2014): RÖMPP Lexikon Lebensmittelchemie. - Georg Thieme Verlag, 2. Auflage, Stuttgart, 1350 S.

- ELLIS, T., NORTH, B., SCOTT, A., BROMAGE, N., PORTER, M., GADD, D. (2002): The relationships between stocking density and welfare in farmed rainbow trout. *Journal of Fish Biology* 61, 3, S. 493-531.
- EMERSON, K., RUSSO, R. C., LUND, R. E., THURSTON, R. V. (1975): Aqueous ammonia equilibrium calculations: effect of pH and temperature. *Journal of the Fisheries Board of Canada* 32, 12, S. 2379-2383.
- ENGELHARDT, A. (1992): Häufige bakterielle Erkrankungen der Aquarienfische. Proceedings der Tagung der Fachgruppe "Fischkrankheiten" in Verbindung mit der Deutschen Sektion der European Association of Fish Pathologists (EAFP), 20.-22. September 1992, Hannover, S. 30-37.
- ERPENBECK, J., SAUTER, S., SAUTER, W. (2015): E-Learning und Blended Learning: Selbstgesteuerte Lernprozesse zum Wissensaufbau und zur Qualifizierung. - Springer Fachmedien, Wiesbaden, 48 S.
- ESCHMEYER, W. N. (2014). Catalog of fishes: the global nomenclator and taxonomic authority for fishes. Palomares, MLD., Taylor, E., Pauly, D. (Hrsg.): Proceedings of 12th FishBase Symposium, Vancouver, Canada, S. 19-23.
- ETSCHEIDT, J. (2003): Stickstoffmetaboliten in der Aquarien-und Teichfischhaltung Entstehung, Eliminierung und veterinärmedizinische Bedeutung. *Tierärztliche Praxis Kleintiere* 31, 4, S. 244-250.
- FRANCIS-FLOYD, R. (2003): Incorporating Pet Fish Into Your Small Animal Practice. Department of Fisheries and Aquatic Sciences, Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agricultural Sciences, Publikation VM-147, University of Florida, S. 11.
- FRANCIS-FLOYD, R. (2014): Dissolved oxygen for fish production. Department of Fisheries and Aquatic Sciences, Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agricultural Sciences, Publikation FA-27, University of Florida, S. 3.
- FRANCIS-FLOYD, R., WATSON, C., PETTY, D., POUDER, D. B. (2010): Ammonia in aquatic systems. Department of Fisheries and Aquatic Sciences, Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agricultural Sciences, Publikation FA-16, University of Florida, 5 S.
- GEIGER, C. (2007): Die "Hellabrunner Mischung" im Vergleich mit MS 222 als Tauchbadnarkose bei verschiedenen Fischen. Dissertation, Ludwig-Maximilians-Universität München.

- GILBERT, P. W., WOOD, F. (1957): Method of anesthetizing large sharks and rays safely and rapidly. *Science* 126, 3266, S. 212-213.
- GILDERHUS, P. A., MARKING, L. L. (1987): Comparative efficacy of 16 anesthetic chemicals on rainbow trout. *North American Journal of Fisheries Management* 7, 2, S. 288-292.
- GOMULKA, P., WŁASOW, T., VELÍŠEK, J., SVOBODOVÁ, Z., CHMIELINSKA, E. (2008): Effects of eugenol and MS-222 anaesthesia on Siberian sturgeon *Acipenser baerii* Brandt. *Acta Veterinaria Brno* 77, 3, S. 447-453.
- GREEN, C., KNIGHT, J., PRECIOUS, S., SIMPKIN, S. (1981): Ketamine alone and combined with diazepam or xylazine in laboratory animals: a 10 year experience. *Laboratory Animals* 15, 2, S. 163-170.
- HADFIELD, C. A., WHITAKER, B. R., CLAYTON, L. A. (2007): Emergency and critical care of fish. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice* 10, 2, S. 647-675.
- HEATH, A. G. (1995): *Water pollution and fish physiology*. - CRC Press Inc., Boca Raton, Florida, 384 S.
- HENKE, J., KÖLLE, P. (2004): Fische. In W. Erhardt, J. Henke & J. Haberstroh (Hrsg.): *Anästhesie und Analgesie beim Klein- und Heimtier sowie bei Vögeln, Reptilien, Amphibien und Fischen* (S. 814-840). - Schattauer GmbH, Stuttgart, 912 S.
- HENTSCHEL, F. (2009): *Die virtuelle Mikroskopie-Eine Evaluationsstudie in der Nephropathologie*. Dissertation, Medizinischen Fakultät der Charité, Universitätsmedizin Berlin.
- HEUBECK, J. (2010): *Die „Hellabrunner Mischung“ im Vergleich mit MS 222 als Tauchbadnarkoseverfahren bei verschiedenen Amphibien*. Dissertation, Ludwig-Maximilians-Universität München.
- HOEDT, W., JUNGNISCHKE, R. (2008): *Koi - Juwelen im Gartenteich*. - Franckh Kosmos Verlag, Stuttgart, 192 S.
- HOEDT, W., WEINZIERL, F., SCHNEIDER, M. (2014): *Gesundheit-Narkose bei Fisch?* *Koi Kurier* 82, 4, S. 36-39.
- HOFFMANN, R., KÖLLE, P. (1997): Zierfische. In H. H. Sambraus & A. Steiger (Hrsg.): *Das Buch vom Tierschutz* (S. 488-495). - Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart, 1000 S.

- HÖFTE, B. B. T., AREND, P., FRICKHINGER, K. A. (2005): Gesund wie der Fisch im Wasser: Fischkrankheiten in Aquarium und Gartenteich. Tetra-Verlag GmbH, 14. Auflage, Velten, 184 S.
- JACOBS, B. (2000): Richtlinien zur Erstellung von einfachen Multiple-Choice-Aufgaben nach Gronlund. Universität Saarbrücken. <http://psydok.sulb.uni-saarland.de/volltexte/2005/516/html/mcguideline.html> (abgerufen am: 18.03.2016)
- JOLLY, D., MAWDESLEY-THOMAS, L., BUCKE, D. (1972): Anaesthesia of fish. Veterinary Record 91, 18, S. 424-426.
- KAHL, W., KAHL, B., VOGT, D. (2013): Kosmos Atlas Aquarienfische: über 750 Süßwasserarten. - Franckh-Kosmos, 4. Auflage, Stuttgart, 288 S.
- KAMPF, G. (2013): Hände-Hygiene im Gesundheitswesen. - Springer, Berlin Heidelberg, 289 S.
- KERRES, M. (2013): Mediendidaktik: Konzeption und Entwicklung mediengestützter Lernangebote. - Oldenbourg Wissenschaftsverlag GmbH, 3. Auflage, München, 555 S.
- KIDD, A. H., KIDD, R. M. (1999): Benefits, problems, and characteristics of home aquarium owners. Psychological Reports 84, 3, S. 998-1004.
- KIDD, R. B., BANKS, G. D. (1990): Anesthetizing lake trout with tricaine (MS-222) administered from a spray bottle. The Progressive Fish-Culturist 52, 4, S. 272-273.
- KLINGER, R., FLOYD, R. F. (2009): Introduction to freshwater fish parasites. Department of Fisheries and Aquatic Sciences, Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agricultural Sciences, Publikation CIR-716, University of Florida, 12 S.
- KLINGER, R., FRANCIS-FLOYD, R. (2010): Submission of fish for diagnostic evaluation. Department of Fisheries and Aquatic Sciences, Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agricultural Sciences, Publikation FA-55, University of Florida, 5 S.
- KOCH, M., FISCHER, M. R., VANDEVELDE, M., TIPOLD, A., EHLERS, J. P. (2010): Erfahrungen aus Entwicklung und Einsatz eines interdisziplinären Blended-Learning-Wahlpflichtfachs an zwei tiermedizinischen Hochschulen. Zeitschrift für Hochschulentwicklung 5, 1, S. 88-107.

- KÖLLE, P. (2011): Fischkrankheiten: Vorbeugung, Diagnose, Therapie. - Franckh Kosmos Verlag, Stuttgart, 112 S.
- KROHNE, H. W., HOCK, M. (2007): Psychologische Diagnostik: Grundlagen und Anwendungsfehler. W. Kohlhammer GmbH, Stuttgart, 622 S.
- KRÜGER, M. (2013): Erstellen und Bewerten von Multiple-Choice-Aufgaben. eLearning Service Abteilung der Leibniz Universität Hannover. [https://www.uni-hannover.de/fileadmin/luh/content/elearning/practicalguides2/didaktik/elsa\\_handreichung\\_zum\\_erstellen\\_und\\_bewerten\\_von\\_mc-fragen\\_2013.pdf](https://www.uni-hannover.de/fileadmin/luh/content/elearning/practicalguides2/didaktik/elsa_handreichung_zum_erstellen_und_bewerten_von_mc-fragen_2013.pdf) (abgerufen am: 19.03.2016)
- LANGE, C. (2009): Untersuchung zur Haltung von Koi (Cyprinus carpio) in Gartenteichen, der Mensch-Koi-Beziehung und deren Einfluss auf die Fischgesundheit. Dissertation, Tierärztliche Hochschule Hannover.
- LEAL, M. C., VAZ, M. C. M., PUGA, J., ROCHA, R. J. M., BROWN, C., ROSA, R., CALADO, R. (2015): Marine ornamental fish imports in the European Union: an economic perspective. Fish and Fisheries. [http://www.readcube.com/articles/10.1111%2Ffif.12120?r3\\_referer=wol&tracking\\_action=preview\\_click&show\\_checkout=1&purchase\\_referrer=onlinelibrary.wiley.com&purchase\\_site\\_license=LICENSE\\_DENIED\\_NO\\_CUSTOMER](http://www.readcube.com/articles/10.1111%2Ffif.12120?r3_referer=wol&tracking_action=preview_click&show_checkout=1&purchase_referrer=onlinelibrary.wiley.com&purchase_site_license=LICENSE_DENIED_NO_CUSTOMER) (abgerufen am: 19.03.2016)
- LECHLEITER, S., KOKOSCHA, M. (2014): Patient Koi: Diagnose - Behandlung - Vorsorge. - Verlag Michael Kokoscha, Oberhausen, 176 S.
- LEWBART, G. A. (2001): Clinical examination. In W. H. Wildgoose (Hrsg.), BSAVA Manual of Ornamental Fish (S. 85-89). - British Small Animal Veterinary Association, Gloucester, 312 S.
- LIVENGGOOD, E., CHAPMAN, F. (2011): The ornamental fish trade: An introduction with perspectives for responsible aquarium fish ownership. Department of Fisheries and Aquatic Sciences, Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agricultural Sciences, Publikation FA-124, University of Florida, 7 S.
- LORZ, A., METZGER, E. (2007): Tierschutzgesetz: Tierschutzgesetz mit allgemeiner Verwaltungsvorschrift, Rechtsverordnungen und Europäischen Übereinkommen sowie Erläuterungen des Art. 20a GG. - Beck, 6. Auflage, München, 615 S.
- LÖSCHER, W. (2010): Pharmakologie des vegetativen (autonomen) Nervensystems. In H. H. Frey & W. Löscher (Hrsg.): Lehrbuch der Pharmakologie und Toxikologie für die Veterinärmedizin (S. 42-96). - Enke Verlag, 3. Auflage, Stuttgart, 688 S.

- LÖSCHER, W. (2014): Lokalanästhetika. In W. Löscher, A. Richter & H. Potschka (Hrsg.): Pharmakotherapie bei Haus- und Nutztieren (S. 166-172). Enke Verlag, Stuttgart, 736 S.
- LOVE, N. E., LEWBART, G. A. (1997): Pet fish radiography: technique and case history reports. *Veterinary Radiology & Ultrasound* 38, 1, S. 24-29.
- MCFARLAND, W. N. (1959): A study of the effects of anaesthetics on the behaviour and physiology of fishes. Publication of the Institute of Marine Science, University of Texas at Austin 6, S. 23-55.
- METTAM, J. J., OULTON, L. J., MCCROHAN, C. R., SNEDDON, L. U. (2011): The efficacy of three types of analgesic drugs in reducing pain in the rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. *Applied Animal Behaviour Science* 133, 3, S. 265-274.
- MITCHELL, M., TULLY, T. N. (2016): Current Therapy in Exotic Pet Practice. - Elsevier Inc., St. Louis, Missouri, 512 S.
- MOYES, C. D., SCHULTE, P. M. (2008): Tierphysiologie. - Pearson Studium, München, 800 S.
- MUTSCHMANN, F. (2014): Webinar: Praxisrelevante Parasiten bei Reptilien, Amphibien und Fischen. [http://www.vetline-akademie.de/cms/front\\_content.php?idcat=74](http://www.vetline-akademie.de/cms/front_content.php?idcat=74) (abgerufen am 16.03.2016)
- MUTSCHMANN, F., MATHES, K. (2014): Internetbasierte Fortbildung von ATF und Vetion.de: Reptilien und Spinnen als Patienten in der Kleintierpraxis (Grundkurs und sechs Spezialkurse). [http://www.bundestieraerztekammer.de/index\\_atf\\_termine\\_docs.php?X=20130920190151&Sel=](http://www.bundestieraerztekammer.de/index_atf_termine_docs.php?X=20130920190151&Sel=) (abgerufen am 16.03.2016)
- NEIFFER, D. L., STAMPER, M. A. (2009): Fish sedation, anesthesia, analgesia, and euthanasia: considerations, methods, and types of drugs. *ILAR journal* 50, 4, S. 343-360.
- NEUENDORF, J. (2015): Das Urinsediment: Mikroskopie, Präanalytik, Auswertung und Befundung. - Springer, 2. Auflage, Berlin Heidelberg, 190 S.
- NEUHAUS, H., KUMMERFELD, N., REIMERS, U., STEINHAGEN, D. (2008): Grundlagen zur Röntgendiagnostik bei häufig in der tierärztlichen Praxis vorgestellten Fischarten. *Kleintierpraxis* 8, 5, S. 296-303.
- NOGA, E. J. (2011): Fish disease: diagnosis and treatment. - Wiley-Blackwell, 2. Auflage, Hoboken, New Jersey, 536 S.

- NORDGREEN, J., GARNER, J. P., JANCZAK, A. M., RANHEIM, B., MUIR, W. M., HORSBERG, T. E. (2009): Thermonociception in fish: effects of two different doses of morphine on thermal threshold and post-test behaviour in goldfish (*Carassius auratus*). *Applied Animal Behaviour Science* 119, 1, S. 101-107.
- NORDGREEN, J., HORSBERG, T. E., RANHEIM, B., CHEN, A. C. (2007): Somatosensory evoked potentials in the telencephalon of Atlantic salmon (*Salmo salar*) following galvanic stimulation of the tail. *Journal of Comparative Physiology* 193, 12, S. 1235-1242.
- O'NEILL, A., LARCOMBE, C., DUFFY, K., DORMAN, T. L. (1998): Medical students' willingness and reactions to learning basic skills through examining fellow students. *Medical Teacher* 20, 5, S. 433-437.
- OLSEN, Y. A., EINARSDOTTIR, I. E., NILSSEN, K. J. (1995): Metomidate anaesthesia in Atlantic salmon, *Salmo salar*, prevents plasma cortisol increase during stress. *Aquaculture* 134, 1, S. 155-168.
- OSWALD, R. (1978): Injection anaesthesia for experimental studies in fish. *Comparative Biochemistry and Physiology Part C: Comparative Pharmacology* 60, 1, S. 19-26.
- PEES, M., GLÖCKNER, B., WARSCHAU, M., WÜST, E. (2016): Internetbasierte Fortbildung von ATF und Vetion.de: Notfälle bei Heimtieren, Reptilien und Papageien. [https://www.vetion.de/myvetlearn/kurse/detail.cfm?sektion\\_ids=182&br\\_nummer=1](https://www.vetion.de/myvetlearn/kurse/detail.cfm?sektion_ids=182&br_nummer=1) (abgerufen am: 16.03.2016)
- PICKERING, A., POTTINGER, T., CHRISTIE, P. (1982): Recovery of the brown trout, *Salmo trutta* L., from acute handling stress: a time- course study. *Journal of Fish Biology* 20, 2, S. 229-244.
- POHLING, R. (2015): *Chemische Reaktionen in der Wasseranalyse*. - Springer, Berlin Heidelberg, 377 S.
- PRIEBE, K. (2007): *Parasiten des Fischfilets: Erscheinungsbild, Biologie, Lebensmittelsicherheit*. - Springer, Berlin Heidelberg, 503 S.
- RAMLOCHANSINGH, C., BRANONER, F., CHAGNAUD, B. P., STRAKA, H. (2014): Efficacy of tricaine methanesulfonate (MS-222) as an anesthetic agent for blocking sensory-motor responses in *Xenopus laevis* tadpoles. *PloS one* 9, 7. <http://journals.plos.org/plosone/article?id=10.1371/journal.pone.0101606> (abgerufen am: 19.03.2016)
- REICHENBACH-KLINKE, H. H., KÖRTING, W. (1993): *Krankheiten der Aquarienfische*. Verlag Eugen Ulmer, 4. Auflage, Stuttgart, 108 S.

- REIMANN, A. (2015). Anatomisch-makroskopische Untersuchungen von Fischaugen: eine interaktive Anleitung zur Herstellung und Fotografie von ophthalmologischen Präparaten als Grundlage zur Fischophthalmologie. Dissertation, Ludwig-Maximilians-Universität München.
- REY, G. D. (2009): E-Learning: Theorien, Gestaltungsempfehlungen und Forschung. - Verlag Hans Huber, Bern, 207 S.
- RHEKER, I. (2001): Untersuchungen zur Bedeutung der Heimtiere in der tierärztlichen Fortbildung in Bezug zur Entwicklung des Heimtieranteils am Gesamtaufkommen der Patienten der Klinik für kleine Haustiere, der Klinik für Zier- und Wildvögel sowie der Klinik für Fischkrankheiten der Tierärztlichen Hochschule Hannover. Dissertation, Tierärztliche Hochschule Hannover.
- RICHTER, A. (2010): Lokalanästhetika. In H. H. Frey & W. Löscher (Hrsg.): Lehrbuch der Pharmakologie und Toxikologie für die Veterinärmedizin (S. 167-174). Enke Verlag, 3. Auflage, Stuttgart, 688 S.
- ROBERTS, H. E. (2011): Fundamentals of Ornamental Fish Health. - Wiley-Blackwell, Hoboken, New Jersey, 244 S.
- ROSE, J., ARLINGHAUS, R., COOKE, S. J., DIGGLES, B., SAWYNOK, W., STEVENS, E., WYNNE, C. (2014): Can fish really feel pain? Fish and Fisheries 15, 1, S. 97-133.
- ROSE, J. D. (2002): The neurobehavioral nature of fishes and the question of awareness and pain. Reviews in Fisheries Science 10, 1, S. 1-38.
- ROSS, L. G. (2001): Restraint, anaesthesia and euthanasia. In W. H. Wildgoose (Hrsg.), BSAVA manual of ornamental fish (S. 75-83). - British Small Animal Veterinary Association, Gloucester, 312 S.
- ROSS, L. G., ROSS, B. (1999): Anaesthetic and Sedative Techniques for Aquatic Animals. - Wiley-Blackwell, Hoboken, New Jersey, 2. Auflage, 176 S.
- RUSSELL, W. M. S., BURCH, R. L., HUME, C. W. (1959): The principles of humane experimental technique. - Methuen & Co. Ltd, London, Special edition published by Universities Federation for Animal Welfare, 1992.
- SAXBY, A., ADAMS, L., SNELLGROVE, D., WILSON, R. W., SLOMAN, K. A. (2010): The effect of group size on the behaviour and welfare of four fish species commonly kept in home aquaria. Applied Animal Behaviour Science 125, 3-4, S. 195-205.



- SCHADE, H. (1969): Technische Optik. - Friedrich Vieweg + Sohn GmbH, Braunschweig, 82 S.
- SCHÄPERCLAUS, W. (1990): Fischkrankheiten: Teil 1. - Akademie Verlag, 4. Auflage, Berlin, 510 S.
- SCHUSTER, N., GAGRICA, N. (2014): E-Learning Basics: E-Learning Methoden und deren Einsatz einfach erklärt. Bachelor + Master Publishing, Hamburg, 52 S.
- SHERILL, J., WEBER, E. S., MARTY, G. D., HERNANDEZ-DIVERS, S. (2009): Fish cardiovascular physiology and disease. Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice 12, 1, S. 11-38.
- SKARDA, R. T. (1993): Anästhesietechniken bei Vögeln, Fischen, Reptilien, Amphibien, Nagern und exotischen Katzen. In W. W. Muir, J. A. Hubbell & R. T. Skarda (Hrsg.): Veterinärnästhesie (S. 210-213). - Schattauer, Stuttgart, 282 S.
- SLADKY, K. K., SWANSON, C. R., STOSKOPF, M. K., LOOMIS, M. R., LEWBART, G. A. (2001): Comparative efficacy of tricaine methanesulfonate and clove oil for use as anesthetics in red pacu (*Piaractus brachypomus*). American journal of veterinary research 62, 3, S. 337-342.
- SMOLLE, J. (2008): Klinische MC-Fragen rasch und einfach erstellen - Ein Praxisleitfaden für Lehrende. - Walter de Gruyter GmbH & Co. KG, 2. Auflage, 106 S.
- SNEDDON, L. (2011): Pain perception in fish. Journal of Consciousness Studies 18, 9-10, S. 209-229.
- SNEDDON, L. U. (2003a): The evidence for pain in fish: the use of morphine as an analgesic. Applied Animal Behaviour Science 83, 2, S. 153-162.
- SNEDDON, L. U. (2003b): Trigeminal somatosensory innervation of the head of a teleost fish with particular reference to nociception. Brain research 972, 1, S. 44-52.
- SNEDDON, L. U. (2012): Clinical anesthesia and analgesia in fish. Journal of Exotic Pet Medicine 21, 1, S. 32-43.
- SNEDDON, L. U. (2015): Pain in aquatic animals. Journal of Experimental Biology 218, 7, S. 967-976.

- SNEDDON, L. U., BRAITHWAITE, V. A., GENTLE, M. J. (2003): Novel object test: examining nociception and fear in the rainbow trout. *The Journal of Pain* 4, 8, S. 431-440.
- STADLER, O., HARTMANN, K. (2008): Die Einführung des "Intensivstudium München" in das Curriculum der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München. *GMS Zeitschrift für Medizinische Ausbildung* 25, 4, S. 2008-2025.
- STEIDL, T., GÖBEL, T. (2005): Praxisleitfaden Kleintierassistenz – Band 2: Operationsassistenz. - Schlütersche, Augsburg, 336 S.
- STETTER, M. D. (2001): Fish and amphibian anesthesia. *The veterinary clinics of North America. Exotic animal practice* 4, 1, S. 69-82
- STORCH, V., WELSCH, U. (2009): Osteichthyes, Knochenfische. In Kükenenthal (Hrsg.): *Zoologisches Praktikum* (S. 355-372). - Spektrum Akademischer Verlag, 26. Auflage, Heidelberg, 512 S.
- STRÖSE, D., SCHÜTZ, S., SCHÜTZ, S. (2013): Dosierungsvorschläge für Arzneimittel bei Vögeln, Reptilien, Amphibien und Fischen: *MemoVet*. - Schattauer, Stuttgart, 384 S.
- SZAKOLCZAI, J. (1996): Histopathological changes induced by environmental stress in common carp, Japanese coloured carp, European eel, and African catfish. *Acta Veterinaria Hungarica* 45, 1, S. 1-10.
- TRAUTMANN, A., KLEINE-TEBBE, J. (2013): Allergologie in Klinik und Praxis: Allergene - Diagnostik - Therapie. - Thieme, 2. Auflage, Stuttgart, 568 S.
- TÜLSNER, P. D. M., KOCH, P. D. M. (2010): *Technologie der Fischverarbeitung*. - Behr's Verlag, Hamburg, 488 S.
- UNTERGASSER, D. (2006): *Krankheiten der Aquarienfische: Diagnose und Behandlung ; mit Krankheiten der Gartenteichfische*. - Franckh Kosmos Verlag, 2. Auflage, Stuttgart, 240 S.
- WAGNER, G. N., SINGER, T. D., SCOTT MCKINLEY, R. (2003): The ability of clove oil and MS-222 to minimize handling stress in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss* Walbaum). *Aquaculture research* 34, 13, S. 1139-1146.
- WALSTER, C. (2008): The Welfare of Ornamental Fish. In E. J. Branson (Hrsg.), *Fish Welfare* (271-290). - Blackwell Publishing Ltd, Oxford, S. 316.

- WEGNER, N. C., SNODGRASS, O. E., DEWAR, H., HYDE, J. R. (2015): Whole-body endothermy in a mesopelagic fish, the opah, *Lampris guttatus*. *Science* 348, 6236, S. 786-789.
- WIESNER, H. (1988): Anästhesie von Zoo-und Wildtieren. *Tierärztliche Umschau* 1, S. 36-42.
- WILDGOOSE, W. (2006): Ornamental fish in veterinary practice. *Bulletin European Association of Fish Pathologists* 26, 1, S. 21.
- WILDGOOSE, W. H. (2001): Skin disease. In W. H. Wildgoose (Hrsg.), *BSAVA Manual of Ornamental Fish* (S. 109-122). - British Small Animal Veterinary Association, Gloucester, 312 S.
- WOLTER, J., MUTSCHMANN, F. (2014): Zierfische. In K. Gabrisch, P. D. M. Fehr, L. Sassenburg & P. D. P. Zwart (Hrsg.): *Krankheiten der Heimtiere* (S. 1067-1107). - Schlütersche Verlagsgesellschaft mbH & Company KG, 8. Auflage, Augsburg, 1056 S.
- ZAHL, I. H., SAMUELSEN, O., KIESSLING, A. (2012): Anaesthesia of farmed fish: implications for welfare. *Fish physiology and biochemistry* 38, 1, S. 201-218.

## IX ANHANG

### 9.1 Abbildungsverzeichnis

<b>Abbildung 1:</b> Inhalte Lernprogramm.....	43
<b>Abbildung 2:</b> Inhaltlicher Aufbau der „Virtuellen Zierfischklinik“.....	43
<b>Abbildung 3:</b> Dialogfenster "Neue Seite" beim Projektstart von Muse CC.....	44
<b>Abbildung 4:</b> Hinzufügen von untergeordneten Seiten in der Planungsansicht.....	45
<b>Abbildung 5:</b> Fragensammlung für die MC-Abfrage im Kapitel "Transport".....	46
<b>Abbildung 6:</b> Einbetten und Bearbeiten von HTML-Code in der Entwurfsansicht.....	47
<b>Abbildung 7:</b> Entwicklung der Mikroskopierversimulation auf jsfiddle.net.....	47
<b>Abbildung 8:</b> Hinzufügen und Bearbeiten von Metadaten in der Entwurfsansicht.....	48
<b>Abbildung 9:</b> Clownfisch ( <i>Amphiprion ocellaris</i> , nach: Lacépède 1802) im Fotoset zur Freistellung.....	49
<b>Abbildung 10:</b> Originalaufnahme. Zebrafisch ( <i>Danio rerio</i> , nach: Hamilton, 1822).....	52
<b>Abbildung 11:</b> Bild aus Abbildung 10 nach digitaler Bildbearbeitung.....	52
<b>Abbildung 12:</b> Einsatz eines Polarisationsfilters im Vergleich.....	53
<b>Abbildung 13:</b> Startseite der „Virtuellen Klinik für Vögel, Reptilien und Zierfische“.....	54
<b>Abbildung 14:</b> Startseite der „Virtuellen Zierfischklinik“.....	55
<b>Abbildung 15:</b> Navigationselemente .....	56
<b>Abbildung 16:</b> Quizfrage, eine falsche Antwortmöglichkeit wurde gewählt.....	57
<b>Abbildung 17:</b> Titelbild „Einteilung“: Diskusfische „Diamond Blue“ ( <i>Symphysodon aequifasciatus</i> , nach: Pellegrin 1904).....	58

---

<b>Abbildung 18:</b> Titelbild „Transport“: Goldfisch ( <i>Carassius gibelio forma auratus</i> , nach: Bloch, 1782).....	58
<b>Abbildung 19:</b> Titelbild „Anamnese“: Skalar ( <i>Pterophyllum scalare</i> , nach: Schultze in Lichtenstein, 1823).....	59
<b>Abbildung 20:</b> Titelbild "Wasseranalyse": Teströhrchen für photom. Messung des pH-Wertes.....	59
<b>Abbildung 21:</b> Titelbild „Allgemeinuntersuchung“: <i>Sciaenochromis ahli</i> (nach: Trewavas, 1935). ....	60
<b>Abbildung 22:</b> Titelbild „Handling/Fixation“: Koi ( <i>Cyprinus carpio</i> , nach: Linnaeus, 1758).....	60
<b>Abbildung 23:</b> Titelbild „Betäubung“: Koi ( <i>Cyprinus carpio</i> , nach: Linnaeus, 1758) mit positivem Augendrehreflex.....	61
<b>Abbildung 24:</b> Titelbild „Allgemeinuntersuchung“: Koi ( <i>Cyprinus carpio</i> , nach: Linnaeus, 1758) mit positivem Augendrehreflex.....	61
<b>Abbildung 25:</b> Titelbild „Probenentnahme“: Objektträger in Gebrauch.....	62
<b>Abbildung 26:</b> Titelbild „Kotuntersuchung“: Goldfisch ( <i>Carassius gibelio forma auratus</i> , nach: Bloch, 1782).....	62
<b>Abbildung 27:</b> Titelbild „Virtuelles Mikroskop“.....	63
<b>Abbildung 28:</b> Titelbild „Applikation“: Koi ( <i>Cyprinus carpio</i> , nach: Linnaeus, 1758)....	64
<b>Abbildung 29:</b> Titelbild „Röntgendiagnostik“: Koi ( <i>Cyprinus carpio</i> , nach: Linnaeus, 1758).....	64
<b>Abbildung 30:</b> Titelbild „Fallbeispiele“: Koi ( <i>Cyprinus carpio</i> , nach: Linnaeus, 1758).....	65

## 9.2 Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Übersicht Anästhesie beim Fisch.....25

Tabelle 2: Umrechnungsfaktoren für die Berechnung des Ammoniakanteils am  
Gesamtammonium (TAN) in Abhängigkeit von pH und Wassertemperatur.....36

## 9.4 Danksagung

Mein Dank gilt an dieser Stelle Herrn Professor Dr. Korbel für die Überlassung dieses interessanten Themas, die Betreuung und für die Zurverfügungstellung der hervorragenden Technik für die Anfertigung dieser Arbeit. Der Virtuellen Hochschule Bayern und im Besonderen Herrn Pretzsch möchte ich für die finanzielle Unterstützung bei der Erstellung der „Virtuellen Klinik für Vögel, Reptilien und Zierfische“ danken.

Herrn M. sc. Thomas Achmann und meinem langjährigen guten Freund Dipl. Inf. Dominic Sacré möchte ich für die sehr große Unterstützung und Geduld bei der Anfertigung der Mikroskopiersimulation danken. Ohne eure Anleitung und Hilfe wäre eine Erstellung nicht möglich gewesen.

Ich möchte mich herzlich bei Familie Plenk aus München und Familie Krause aus Frankfurt bedanken, dass sie ihre wunderbaren Koi für Fotoaufnahmen zur Verfügung gestellt haben. Dieser Dank geht ebenfalls an meine Arbeitskollegin Nadine und ihren Mann Michael sowie an Andrea, die mir diese Kontakte ermöglicht haben. Vielen Dank auch an Frau Julia Mittermaier, dass ich ihre zahlreichen Zierfische fotografieren konnte. Auch Peter möchte ich an dieser Stelle meinen Dank aussprechen, der mir im Vorfeld schon einiges über die Fotografie beigebracht hat und mir für diese Arbeit sein Fotostudio zur Verfügung gestellt hat.

Ich danke dem Team der Reptilienklinik für die tolle Zusammenarbeit und Freundschaft seit nunmehr vier Jahren; und auch meinen Freundinnen, insbesondere Dani und Anna: Gute Freunde sind wie die Sterne - man kann sie nicht immer sehen, aber sie sind doch da.

Mama, ein unendlich großes Danke an Dich. Für Alles! Und auch an meinen Stiefvater Didi und meinen Großvater K.F. Ich bin froh, eine so wundervolle Familie zu haben, ohne die das Studium und auch die Anfertigung dieser Arbeit unmöglich gewesen wäre.

Zuletzt geht mein stiller Dank an meine beiden lieben Großmütter Liesl und Hilla und an meine Patentante Nati, die leider die Fertigstellung dieser Arbeit nicht mehr erleben konnten. Ich vermisse euch.